

Untersuchungen zum Vektorenmanagement bei Reptilien in deutschen Zoos

von Nina Susanne Meike Ostermeier (geb. Lehmann)

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

Untersuchungen zum Vektorenmanagement bei Reptilien in
deutschen Zoos

von Nina Susanne Meike Ostermeier (geb. Lehmann)

aus Wolfratshausen

München 2018

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Aviäre Medizin und Chirurgie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von:
Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

Mitbetreuung durch:
Dr. Ursula Halla und Dr. Eva Strütt

**Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Michael H. Erhard

Tag der Promotion: 27. Juli 2018

Meiner Familie gewidmet

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	3
1.	Vektoren von Blutparasiten bei Reptilien.....	3
1.1.	Milben	3
1.1.1.	Systematik der Milben	3
1.1.2.	Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien	4
1.1.3.	Behandlung.....	7
1.3.	Zecken	9
1.3.1.	Systematik der Zecken	9
1.3.2.	Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien	9
1.3.3.	Behandlung.....	11
1.4.	Stechmücken	13
1.4.1.	Systematik der Stechmücken	13
1.4.2.	Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien	14
1.4.3.	Behandlung.....	16
1.5.	Blutegel	17
1.5.1.	Systematik der Blutegel	17
1.5.2.	Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien	17
1.5.3.	Behandlung.....	19
2.	Vektorenübertragene Blutparasiten bei Reptilien	20
2.1.	Intrazelluläre Blutparasiten	20
2.1.1.	<i>Haemogregarina</i> sp. (Familie Haemogregarinidae), <i>Karyolysus</i> sp., <i>Hemolivia</i> sp. (Familie Karyolysidae) und <i>Hepatozoon</i> sp. (Familie Hepatozoidae).....	20
2.1.2.	Plasmodium, Leucocytozoon, Haemoproteus (Familie Haemosporina)....	30
2.2.	Extrazelluläre Blutparasiten	34
2.2.1.	Sauroleishmania (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)	34
2.2.2.	Trypanosoma (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)	35
2.2.3.	Filarien	37
3.	Reptilienhaltung im Zoo	40
3.1.	Geschichte der Reptilienhaltung in deutschen Zoos	40
3.2.	Vektoren als Probleme bei der Reptilienhaltung.....	42

3.3.	Möglichkeiten des Vektorenmanagements	44
III.	MATERIAL UND METHODEN	47
1.	Fragebogenentwicklung.....	47
1.1.	Deckblatt und Anschreiben	47
1.2.	Aufbau des Fragebogens	47
1.3.	Auswahl der Teilnehmer	52
1.4.	Kontaktaufnahme zu den Zoos.....	52
1.5.	Versenden der Fragebögen und Erinnerungsschreiben	53
2.	Datenerfassung und Statistische Auswertung	53
IV.	ERGEBNISSE	55
1.	Teilnehmende Zoos	55
2.	Einzelne Aussagen.....	55
2.1.	Dauer der Reptilienhaltung in den Zoos	55
2.2.	Anzahl und Haltung der Tierarten.....	56
2.3.	Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten	66
2.4.	Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen	69
2.5.	Auftreten von parasitär-bedingten Erkrankungen bei Reptilien	74
2.6.	Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung nach Einschätzung der Zoomitarbeiter	76
2.7.	Probleme mit Vektoren (Milben, Zecken, Stechmücken, Blutegel)	77
2.8.	Durchführung der Quarantäne.....	80
2.9.	Zuständigkeit der Vektorenbekämpfung in den Zoos	86
3.	Abhängige Fragestellungen	89
3.1.	Haltungsart und Auftreten von Vektoren	89
3.2.	Häufigkeit des Wasserwechsels und Auftreten von Stechmücken	95
3.3.	Quarantänedurchführung und Auftreten von Vektoren	97
3.4.	Haltung von verschiedenen Reptilienarten in einem Gehege und Auftreten von Vektoren	100
3.5.	Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen und Auftreten von Vektoren	103
3.6.	Übertragung von Vektoren während der Quarantäne und Auftreten von Vektoren	106

V.	DISKUSSION	110
1.	Fragebogen.....	110
1.1.	Zweck der Erhebung	110
1.2.	Fragebogenerstellung	110
1.3.	Datenerhebung	112
2.	Ergebnisse der Umfrage	112
2.1.	Dauer der Reptilienhaltung in den Zoos	112
2.2.	Haltung und Herkunft der Reptilien.....	113
2.3.	Vorkommen von Krankheitserregern und Vektoren	116
2.4.	Quarantäne	120
2.5.	Zuständigkeit und Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung	124
3.	Zusammenhängende Fragestellungen.....	124
4.	Empfehlungen für die Haltung von Reptilien in Zoos in Zusammenhang mit Vektorenmanagement.....	128
VI.	ZUSAMMENFASSUNG	132
VII.	SUMMARY.....	135
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS	138
IX.	ANHANG	155
1.	Fragebogenbezogene Dokumente	155
1.1.	Anschreiben, Deckblatt, Fragebogen	155
1.2.	Exceltabelle zur Ermittlung der in Frage kommenden Zoos (Auszug)....	166
1.3.	Artikel erschienen im „Arbeitsplatz Zoo“	167
1.4.	Vorankündigung.....	169
1.5.	Erinnerungspostkarte.....	170
2.	Aufgetretene Tierarten in den Zoos	172
3.	Abbildungsverzeichnis	188
X.	DANKSAGUNG	191

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

Bti	Bacillus thuringiensis israelensis
bspw.	beispielsweise
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
dt.	deutsche
IBD	Inclusion body disease
i.m.	intramuskulär
inkl.	Inklusive
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität
O. natricis	Ophionyssus natricis
ppm	parts per million
v.Chr.	vor Christus
VDZ	Verband der Zoologischen Gärten
z.B.	zum Beispiel

I. EINLEITUNG

Der Besuch von Zoos in Deutschland erfreut sich großer Beliebtheit, weshalb auch die Anzahl der in deutschen Zoos gehaltenen Tiere ständig ansteigt. Im Jahr 2014 besuchten 33,4 Millionen Besucher laut des Verbandes der Zoologischen Gärten (VDZ) deutsche Zoos (KROJß, 2015b). Seltene Tierarten, die meist ein besonderer Publikumsmagnet sind, müssen oft importiert werden, da sie in Deutschland nicht erhältlich sind. Durch diesen Import von Tieren in deutsche Zoos können Krankheitserreger in den Bestand und in die Umwelt eingeführt werden. Diese Krankheiten können daraufhin innerhalb des Zoos innerartlich und zwischen Individuen verschiedener Arten weitergegeben werden. Einige dieser Krankheiten werden mithilfe von Vektoren, wie Stechmücken, Milben, Zecken und Blutegel, übertragen. Hierfür gibt es in allen Bereichen zahlreiche Beispiele. Bei Vögeln existiert als bedeutendste durch Vektoren weitergegebene Krankheit die durch Stechmücken übertragene Vogel malaria, ausgelöst durch Plasmodium (HUIJBEN et al., 2007). So erkrankten im Zeitraum vom 20. Juli bis 17. August 2003 12 Vögel im Rotterdam Zoo an Vogel malaria (HUIJBEN et al., 2007). Bei Säugetieren kommt als wichtige vektorenübertragene Erkrankung *Dirofilaria immitis*, der Herzwurm, vor. So wurde 2013 das erste Mal *Dirofilaria immitis* in Stechmücken in Deutschland nachgewiesen (FRIEDRICH-LÖFFLER-INSTITUT, 2013). Diese Erkrankung betrifft vor allem Hunde, kann aber auch Kojoten und Frettchen befallen und führt bei diesen zu Rechtsherz- und Lungenerkrankungen (BOWMAN et al., 2009). Bei Reptilien wiederum kann es durch die Familie Haemogregarinidae mit ihren wichtigsten Gattungen Haemogregarina, Hepatozoon und Karyolysus, die über blutsaugende Arthropoden oder Egel übertragen werden, zu Erkrankungen mit Symptomen wie Anämie und Anorexie kommen (MUTSCHMANN, 2006). Dies sind vorerst nur ein paar Beispiele für vektorenübertragene Erkrankungen bei Tieren. Eine weitere Problematik ist das zoonotische Potenzial, das von einigen dieser Erkrankungen ausgeht. So wird beispielsweise die Leishmaniose über Vektoren (Sandmücke) übertragen. Hierbei gelten verschiedene Wirbeltiere, wie Hunde, Füchse, Katzen und verschiedene Nagetiere als Reservoir (BECKER, 2009). Zoos sind besonders anfällig für vektorenübertragene Erkrankungen, da hier optimale Bedingungen vorliegen. Neben der naturnahen Gestaltung in Zoos zählt dazu vor allem die hohe Dichte der unterschiedlichsten Tierarten sowie Menschen

auf kleinstem Raum, wodurch sich das Zurücklegen weiter Strecken erübrigt (TUTEN, 2011).

Aufgrund der vorangegangenen Punkte beschäftigt sich diese Studie mit dem Vektorenmanagement bei Reptilien in deutschen Zoos. Mithilfe einer schriftlichen Umfrage soll herausgestellt werden, wie die deutschen Zoos mit dieser Problematik umgehen und ob das Thema als Problem anerkannt und behandelt wird. Der Schwerpunkt soll hierbei auf die Vektoren von Blutparasiten wie Milben, Zecken, Stechmücken und Blutegel sowie auf intra- und extrazelluläre Blutparasiten gelegt werden.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Vektoren von Blutparasiten bei Reptilien

1.1. Milben

1.1.1. Systematik der Milben

Milben gehören zu dem Stamm der Arthropoden (Gliederfüßer), wobei sich ihre systematische Eingliederung in einem ständigen Fluss befindet. Durch unentwegt neue Erkenntnisse kommt es fortlaufend zu Umstellungen der Systematik (ROMMEL et al., 2000). Im Folgenden wird die Systematik auf Grundlage des Buches „A Manual of Acarology“ von Krantz und Walter wiedergegeben. Diese basiert auf der Grundlage der morphologischen und anatomischen Merkmale von Milben sowie phylogeografischen und ökologischen Forschungen (WILLIG, 2012). Die folgende Übersicht erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

Stamm: Arthropoda

1. Unterstamm: Chelicerata

Klasse: Arachnea

Unterklasse: Acaria

Überordnung: Acariformes

Ordnung Trombidiformes

Unterordnung Spharolochina

Unterordnung Prostigmata

Ordnung: Sarcoptiformes

Unterordnung: Endeostigmata

Unterordnung: Oribatida

Überkohorte: Paleosomatides

Überkohorte: Enarthronotides

Überkohorte:

Parhyposomatides

Überkohorte: Mixonomatides

Überordnung: Parasitiformes

Ordnung: Opilioacarida

Ordnung: Holothyrida

Ordnung: Ixodida

Ordnung: Mesostigmata

Unterordnung: Monogynaspida

Kohorte: Gamasina

Unterkohorte: Dermanyssiae

Überfamilie: Dermanyssoidea

Familie: Laelapidae

Familie: Larvamimidae

Familie: Varroidea

Familie: Dermanyssidae

Familie: Iphiopsididae

Kohorte: Heterozerconina

Familie: Heterozerconidae

Unterordnung: Trigynaspida

Kohorte: Antennophorina

Überfamilie: Parantennuliodea

Familie: Paramegistidae

1.1.2. Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien

Milben gehören zu der Überordnung der Acariformes. Ihre Größe reicht von ca. 0,9 mm bis 30 mm. Sie besitzen eine große Mannigfaltigkeit. Man unterscheidet Räuber und Aasfresser, Pflanzenfresser, Detritusfresser, Paraphagen (Ernährung von körperlichen Abfallprodukten) und Parasiten (weiter differenzierbar in Ekto- und Endoparasiten). Prosoma und Opisthosoma der Milben sind miteinander verschmolzen. Das Prosoma trägt die vier Beinpaare, die Cheliceren (Mundwerkzeuge) und die Pedipalpen (Tastorgane). Mundbereich, Cheliceren, und Pedipalpen bilden zusammen das für Milben typische Gnathosoma, welches in Bezug auf den restlichen Körper (Idiosoma) frei beweglich ist. Zwischen dem zweiten und dem dritten Laufbeinsegment teilt eine Furche den Rumpf in ein vorderes Proterosoma und ein hinteres Hysterosoma. Eine Segmentierung des Opisthosomas ist bei verschiedenen Milbenarten unterschiedlich ausgeprägt und ausgebildet. Die Cheliceren bestehen aus zwei oder drei Gliedern, an deren Vorderende sich Scheren befinden. Diese können je nach Ernährungsweise unterschiedlich ausgeprägt sein. Die Pedipalpen, die meist kürzer sind als die Beine, können als Taster oder als Greifarme ausgebildet sein. Milben besitzen über den

gesamten Körper verteilt Tasthaare. Bei den Entwicklungsstufen der Milben unterscheidet man zwischen den Stadien: Prälarve, Larve, Protonympe, Deutonympe und Tritonympe. Zwischen den einzelnen Stadien findet eine Häutung statt. Die Larven besitzen jeweils nur drei Beinpaare, die Nymphen haben die volle Beinzahl (KÖNNEKER, 1999).

Es gibt eine Vielzahl von Milben (ca. 250 Arten), die bei Reptilien sowohl als Endo- als auch als Ektoparasiten relevant sind (MUTSCHMANN, 2006).

Laut FAJFER (2012) ist die einzige fakultativ bei Reptilien auftretende Milbe *Benoinyssus najae*, die 1958 in den Nasenhöhlen von *Naja melanoleuca* (Schwarzweiße Hutschlange) gefunden wurde. Viele solcher Milben wurden im Erdreich und in Mulch gefunden, sodass davon ausgegangen wird, dass es sich um frei im Erdboden lebende Milben handelt, die parasitär werden, wenn sich ihnen die Möglichkeit bietet. Bei der Familie Macronyssidae sind nur die Milben der Gattung *Ophionyssus* Ektoparasiten von Reptilien. Meistens befinden sich diese Milben auf der weichen Haut an den Augen, in den Ohren, unter den Schuppen oder um die Kloake. Bei *Ophionyssus* sind die weiblichen Tiere und die Protonymphen parasitär, wobei die weiblichen Tiere Eier legen können unabhängig davon, ob sie befruchtet worden sind oder nicht. Die nicht befruchteten weiblichen Milben produzieren ausschließlich männliche Milben, wobei befruchtete Milben der Gattung *Ophionyssus* sowohl weibliche als auch männliche Tiere hervorbringen. Alle Arten von *Ophionyssus* wurden in der sogenannten alten Welt („geographische Bezeichnung für die den Europäern seit alters bekannten Teile der Erde, ursprünglich der Raum um das Mittelmeer mit Teilen Vorderasiens und Afrikas, West- und Mitteleuropa, später ausgedehnt auf die ganze östliche Halbkugel mit Australien und Neuseeland, unter Ausschluss der Antarktis“ (<http://www.spektrum.de/lexikon/geographie/alte-welt/301>)) gefunden. Eine Ausnahme stellt hier *Ophionyssus natricis* dar, die ein internationaler Bewohner gefangener Schlangen ist (FAJFER, 2012). *O. natricis* hat bei Terrarientieren vermutlich die größte Bedeutung und parasitiert hauptsächlich bei Schlangen. Sie kann jedoch auch bei anderen Reptilien als Parasit auftreten und ist ebenso als Zoonoseerreger bekannt. So werden bei Schlangenhaltern oft juckende Hautveränderungen an Händen und Unterarmen beschrieben (BECK & PFISTER, 2006). Bei sehr starkem Befall konnten bis zu 20.000 Milben unterschiedlicher Stadien auf einer Schlange nachgewiesen werden. Die Symptome bei befallenen Tieren sind Anämien bis hin zum Tod und unterschiedliche Schäden der Haut.

Reptilien, die mit *O. natrix* befallen sind, sind meist unruhig, baden viel und haben abgespreizte Hautschuppen. Zur Diagnostik ist es sinnvoll, die Tiere in den Abendstunden adspektorisch auf Milben zu untersuchen, da hier die meiste Aktivität von ihnen ausgeht. Ein weiteres Gefährdungspotential dieser Milben geht von ihrer Vektortätigkeit unterschiedlicher Infektionserreger aus. So können sie beispielsweise *Pseudomonas aeruginosa* transportieren (MUTSCHMANN, 2006). Die Problematik von *O. natrix* zeigt sich auch in Zoos, in denen die Art eine der problematischen Ektoparasiten bei Schlangen und Echsen darstellt. So konnte im Ehime Tobe Zoo in Japan beim grünen Baumpython (*Morelia viridis*) Milben nachgewiesen werden (ZHANG & UCHIKAWA, 1993).

Bei Reptilien gibt es noch weitere Milben. Darunter zählt die Art *Ophiomegistus* der Gattung *Paramegistidae*, die bei Stinktieren aber auch bei Schlangen parasitieren kann. 21 Spezies sind beschrieben, die vor allem im orientalischen und australischen Raum auftreten, vermehrt in Neuguinea. Eine weitere bei Reptilien vorkommende Milbenfamilie sind die *Heterozoonidae*, von denen Adulte von drei Spezies bei Schlangen und Echsen gefunden wurden. Außerdem können Milben der Familie *Trombiculoidea* auftreten. Bei den *Trombiculiden* gibt es sowohl Ekto- als auch Endoparasiten, wobei zu den Endoparasiten *Vatacarus* (zwei Spezies) und *Iguanacarus* (vier Spezies) zählen. Diese Milben parasitieren in den Lungen und Nasenbereichen von Plattschwänzen (*Laticauda sp.*) und von Meerechsen (*Amblyrhynchus sp.*) in küstennahen Gebieten des Pazifischen Ozeans.

Bei permanenten Parasiten in Bezug auf Milben bei Reptilien unterscheidet man drei Ordnungen und sieben Familien. Hierunter zählen Parasitiformes (*Entonyssidae*, *Ixodorhynchidae* und *Omentolaelapidae*), Acariformes (*Cloacaridae* und *Harpirhynchidae*) und *Pterygosomatidae*. *Ixodorhynchidae* enthält 31 Spezies von sechs Genera und befällt nur Schlangen. Sie werden oft unter Schuppen gefunden, am Kopf und um die Augen der Schlangen. Diese Milben gibt es weltweit, Australien ausgenommen. Bei der Familie *Omentolaelapidae* gibt es nur eine Spezies, *Omentolaelaps mehelyae*. Milben der Familie *Harpirhynchidae* sind spezialisierte Ektoparasiten von Vögeln und Schlangen. Die meisten Berichte über diese Milben gibt es im tropischen und subtropischen Raum. *Pterygosomatidae* sind zumeist Ektoparasiten von Reptilien. Die Familie besteht aus 156 Spezies und Subspezies, die in acht Genera unterteilt sind. Diese Milben sind auf Echsen spezialisiert. Bei permanenten Endoparasiten unterscheidet man zwischen *Entonyssidae* und *Cloacaridae*. *Entonyssidae* sind in Lungen von Schlangen zu

finden. Cloacaridae wurden in Kloaken und Muskeln von Schildkröten gefunden (FAJFER, 2012).

FAJFER (2012) geht außerdem darauf ein, dass Milben, die Reptilien befallen, als Vektoren von Krankheitserregern auftreten können. Er hebt hier die Übertragung von Blutparasiten hervor. So können Milben aus der Art *Hirstiella* (Pterygosomatidae) als Vektoren der Hämogregarine *Hepatozoon sauromali*, aber auch als Vektor von Plasmodien fungieren. *Geckobiella texana* aus der Familie der Pterygosomatidae ist außerdem ein Vektor von *Schellackia occidentalis*, einem Protozoon. Milben der Art *Ophionyssus* sind bekannte Vektoren des Bakteriums *Proteus hydrophilus* oder auch Hämogregarinen der Gattung *Karyolysus*.

1.1.3. Behandlung

Bei der Behandlung gegen Milben ist es von großer Bedeutung, dass alle Tiere, die in dem betroffenen Bereich leben, behandelt werden und dass eine Umgebungsbehandlung durchgeführt wird, da sich die Milben oft in der Umgebung aufhalten und in Winkeln verstecken. Einrichtungsgegenstände und auch Substrate, die im Terrarium vorhanden sind, müssen entfernt werden und die Reptilien im optimalen Fall und, wenn haltungstechnisch möglich, auf Zeitungspapier, das täglich gewechselt werden sollte, oder ähnlichem gehalten werden. Für die Tiere eignen sich Ganzkörpereinreibungen mit Fipronil, um die Milben zu bekämpfen. Dazu sollte man die Flüssigkeit in eine behandschuhte Hand geben und die Tiere damit behutsam einreiben. Eine Alternative zu Fipronil bietet Ivermectin, mit dem die Reptilien ebenso eingerieben werden können (BECK & PANTCHEV, 2013). Fipronil muss direkt nach der Anwendung am Tier mit einem feuchten Tuch abgewischt werden und das Reptil sollte nach fünf Minuten gebadet werden (FITZGERALD & VERA, 2006). Allerdings sind beide Mittel für Reptilien auch in einem gewissen Maße toxisch. So starben bei einer Studie bis zu 62,5% der Echsen, die Fipronil ausgesetzt waren (PEVELING & DEMBA, 2003) und SZÉLL et al. (2001) berichten, dass eine Echse nach der Behandlung mit Ivermectin verstarb. Auch erwähnen sie, dass Ivermectin sowohl für Echsen als auch für Schildkröten toxisch sein kann. Sowohl Ivermectin als auch Fipronil eignen sich gleichzeitig als Mittel für die Desinfektion des Terrariums. Bei der Behandlung des Terrariums sollten alle Reptilien und Gegenstände entfernt werden (BECK & PANTCHEV, 2013). Für die Terrariendesinfektion als auch für die Behandlung der Reptilien eignet sich außerdem Permethrin, welches nach der Behandlung von den

Tieren wieder abgewaschen werden sollte. Eine andere Möglichkeit der Milbenbekämpfung besteht im Einsatz von Raubmilben. Diese finden und fressen parasitäre Milben. Dafür werden weibliche *Hypoaspis*-Individuen eingesetzt, die anschließend ihre Eier in den Bodengrund legen. Die Nymphen und Adulten ernähren sich daraufhin von anderen Schädlingen (FITZGERALD & VERA, 2006). Diese Raubmilben werden auch „Dutchy’s“ genannt (DÖRNATH, 2014). Weiterhin ist heißes Wasser mit einer Temperatur von mehr als 60°C wirksam gegen Milben. Optimalerweise wird Spülmittel hinzugesetzt, um die Oberflächenspannung der Lösung herabzusetzen, was zum Ertrinken der Milben führt. Alle diese Behandlungen sollten bei *Ophionyssus natricis* drei Wochen lang, der Lebensdauer adulter Milben, alle fünf Tage wiederholt werden. Dadurch kann sichergestellt werden, dass bei den frisch geschlüpften Larven nicht das Erlangen der Geschlechtsreife eintritt. Eine Alternative zur Behandlung mit Fipronil- oder Ivermectin – Einreibungen stellt die Injektion mit 0,2mg/kg Körpermasse Ivermectin dar. Diese Injektionsbehandlung muss nach 14 Tagen wiederholt werden. In der Literatur sind außerdem noch zahlreiche Hinweise auf Dichlorvos in Form von Insektenstrips als Umgebungsbehandlung zu finden (FITZGERALD & VERA, 2006; BECK & PANTCHEV, 2013). Diese sind allerdings seit 2007 verboten (SÄCHSISCHE LANDESANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT, 2008). Als Begleittherapie bei starken Hautveränderungen können bei Leguanen und Schlangen intramuskuläre Injektionen von Vitamin A (1000-5000 IE/kg i.m., alle 7-10 Tage, bis zu vier Behandlungen) durchgeführt werden. Bei Riesenschlangen ist eine Messerspitze Vitamin C, die per Magensonde eingegeben werden kann, hilfreich. Die Reinigung des Terrariums mit einem Staubsauger, in dessen Beutel ein mit Akarizid behandeltes Stoffstück ist, ist hilfreich, um migrierende Milben zu entfernen. Es wird außerdem dringend angeraten, neu erhaltene Reptilien mindestens 90 Tage in Quarantäne zu halten (BECK & PANTCHEV, 2013).

1.3. Zecken

1.3.1. Systematik der Zecken

Zecken gehören ebenso wie die Milben dem Stamm der Arthropoden an. Im Folgenden wird die Systematik auf Grundlage des Buches „A Manual of Acarology“ von Krantz und Walter wiedergegeben (WILLIG, 2012). Die folgende Übersicht erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

Stamm: Arthropoda

Unterstamm: Chelicerata

Klasse: Arachnida

Unterklasse: Acaria

Überordnung: Parasitiformes

Ordnung: Ixodida (Metastigmata)

Überfamilie: Ixodoidea

Familie Argasidae

Familie Ixodidae

Familie Nuttalliellidae

Zur Familie der Argasidae, die auch als Lederzecken bezeichnet werden, zählen vier Gattungen mit 181 Arten. Zur Familie Ixodidae, den sogenannten Schildzecken, zählen 13 Gattungen und darunter 686 Arten. Die Familie Nuttalliellidae hingegen besteht nur aus einer Art (WILLIG, 2012).

1.3.2. Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien

Zecken (Metastigmata, Ixodida) treten als obligat hämatophage Ektoparasiten von Säugetieren, Vögeln und Reptilien auf. Sie spielen eine wichtige Rolle als Vektoren bei der Krankheitsübertragung, sowohl in der Human- als auch in der Veterinärmedizin. Die Familie Nuttalliellidae ist im Gegensatz zu den Familien Ixodidae und den Argasidae eher unbedeutend. Der Körper, Idiosoma genannt, ist wie auch bei den anderen Acari ungegliedert. Adulte und Nymphen haben vier Beinpaare, Larven drei. An den Tarsen, dem untersten Glied der Beine, befindet sich eine Doppelkrallen, teilweise auch Haftlappen. Adulte Zecken haben eine Länge von 2-7 mm, vollgesogene Weibchen können bis zu 8-30 mm lang werden. Als Mundwerkzeuge weisen Zecken viergliedrige Palpen, Pedipalpen genannt, und

Cheliceren auf. Die Basis capituli, die basal zu den Palpen und Cheliceren liegt, bildet zusammen mit diesen das Capitulum, auch als Gnathosoma bezeichnet. Unter den Cheliceren liegt ventral am Capitulum ein unpaares Mundwerkzeug, das Hypostom. Dabei handelt es sich um ein Stechorgan, das nach hinten gerichtete Zähne besitzt. Die Cheliceren dienen als Teile des Stechapparates, die Palpen der Orientierung. Das charakteristischste Sinnesorgan von Zecken ist das Hallersche Organ. Dabei handelt es sich um ein Sinnesorgan, in welchem Sinneshaare angeordnet sind. Es dient durch seine Reaktion auf bestimmte Geruchsstoffe der Wirtsfindung (<http://www.spektrum.de/lexikon/neurowissenschaft/haller-organ/5143>). Die Entwicklung der Zecken umfasst folgende Stadien, wobei sie sich teils im Habitat und teils auf einem Wirt entwickeln können: Das Ei, welches zur Larve, welche wiederum zur Nymphe wird, die sich daraufhin in einen Adultus wandelt. Bei den Ixodidae gibt es nur ein Nymphenstadium, bei den Argasidae zwei bis acht Nymphenstadien. Um sich von einem Stadium ins nächste zu verwandeln, müssen die Zecken bei einem Wirt Blut saugen. Eine Ausnahme können hier Zecken der Familie Argasidae darstellen. Schild- und Lederzecken unterscheiden sich morphologisch und biologisch. So haben Lederzecken im Vergleich zu Schildzecken kein Rückenschild (Scutum). Bei den Lederzecken ist das Capitulum ventral gelegen und daher von dorsal nicht sichtbar. Anders also als bei Schildzecken, bei denen es von dorsal sehr wohl zu erkennen ist, da es vorderständig gelegen ist. Die Atemöffnung ist bei Lederzecken bei Adulten und Nymphen klein und befindet sich vor den Coxa des vierten Beinpaares, bei Schildzecken ist sie bei Adulten und Nymphen groß und hinter den Coxa des vierten Beinpaares gelegen. Bei den Larven fehlt sowohl bei Schild- als auch bei Lederzecken die Atemöffnung. Als Adulte und Nymphen besitzen nur Schildzecken Haftlappen an den Tarsen. Außerdem fehlt der Schildzecke die Coxaldrüse, die bei Lederzecken vorhanden ist. Weiterhin haben Schildzecken im Gegensatz zu Lederzecken einen ausgeprägten Geschlechtsdimorphismus. Sie durchlaufen nur ein Nymphenstadium, Lederzecken hingegen mehrere (DEPLAZES et al., 2013b).

Die wichtigsten bei Reptilien auftretenden Zeckenarten sind Hyalomma, Amblyomma, Aponomma, Haemaphysalis, Ixodes und Argasidae. Davon treten bei Reptilien am häufigsten Hyalomma, Amblyomma, Aponomma und Haemaphysalis aus der Familie der Schildzecken auf. *Ixodes ricinus* findet sich außerdem häufig bei Reptilien in Europa. Amblyomma-Arten können schmerzhaftes Hautläsionen

mit Entzündungen und Ulzera hervorrufen. Schildzecken führen in der Regel nicht zu einem signifikanten Blutverlust, bzw. kann dieser durch Hämatopoese wieder ausgeglichen werden. Bei sehr massivem Befall kann dieser Mechanismus allerdings auch gestört sein. Bei unbeachteter Vermehrung von Lederzecken kann es zu Anämie bis hin zum Tod kommen. Die Diagnose stellt sich bei Zeckenbefall leicht dar, da Zecken makroskopisch gut sichtbar sind. Da sie häufig unter und zwischen Schuppen zu finden sind, müssen Reptilien besonders genau abgesucht werden. Zecken bevorzugen bei Reptilien den Kopf-, den Kloakenbereich und das Trommelfell.

Besonders die Vektorfähigkeit der Zecken muss deutlich betont werden. So können sie Viren, Bakterien und Protozoen übertragen (BECK & PANTCHEV, 2013). In einer Studie wurden Reptilien, die im Zeitraum von 1962 bis 2001 in die USA importiert wurden, auf Zecken untersucht. Hierbei wurden 29 „exotische“ (Definition Exot: „Mensch, Tier, Pflanze aus einem fernen (besonders überseeischen, tropischen) Land“ (DUDENREDAKTION (O.J.))) Zeckenarten gefunden, 17 Spezies der Gattung *Amblyomma*, 11 der Gattung *Aponomma* und eine der Gattung *Hyalomma*. Die Studie macht außerdem darauf aufmerksam, welche Gefährdung von importierten „exotischen“ Zecken und ihrer Rolle als Vektoren für bis dahin nicht aufgetretene Erkrankungen in den USA ausgeht (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). In einer weiteren Studie konnte bei 39 Zecken, die von 10 importierten Reptilien gewonnen wurden, bei allen *Aponomma*-Arten *Hepatozoon sp.* gefunden werden (KENNY et al., 2004). Außerdem wurde der bakterielle Erreger des humanpathogenen Q-Fiebers (*Coxiella burnetti*) in reptilienspezifischen *Aponomma* registriert. *Hyalomma aegyptium*, eine Schildzecke, kann die Hämogregarine *Hemolivia mauritanica* übertragen. *Ornithodoros talaje*, eine Lederzecke, ist Überträger von Filarien wie *Macdonaldius oschei*. *Amblyomma*, die zu den Schildzecken zählen, gelten als Überträger von *Ehrlichia ruminantium*, die die Herzwasserkrankheit bei Wiederkäuern auslöst (BECK & PANTCHEV, 2013). An diesen Beispielen wird die Bedeutung von Zecken als Vektoren deutlich.

1.3.3. Behandlung

Die einfachste Behandlung von mit Zecken befallenen Reptilien stellt das Absammeln dar. Dabei sollten die Zecken mit einer Drehbewegung herausgezogen werden und unter keinen Umständen davor mit Öl, Alkohol, Klebstoff, Nagellack

oder ähnlichen Mitteln behandelt werden, da sie im Sterbeprozess oft noch infektiöse Erreger injizieren. Die Stichstelle sollte anschließend mit einem Desinfektionsmittel behandelt werden. Falls ein Massenbefall vorliegt, eine mechanische Entfernung nicht möglich ist oder eine Wiederaansteckung verhindert werden soll, kann auf den Wirkstoff Fipronil zurückgegriffen werden, welcher aber, wie bei den Milben bereits erwähnt, bei Reptilien auch toxisch sein kann. In den USA gibt es außerdem ein für Reptilien zugelassenes Mittel, das Permethrin enthält. Mit diesem Mittel können Schildkröten direkt eingesprüht werden, wobei die empfohlene Anzahl der Sprühstöße abhängig vom Gewicht der Schildkröte ist. Schlangen und Echsen hingegen sollten nur einer indirekten Behandlung unterzogen werden. Diese erfolgt, indem die leeren Terrarien aus einer Entfernung von 30 cm mit dem Mittel eingesprüht werden. Die Tiere und die Einrichtungsgegenstände werden erst wieder in das Terrarium eingesetzt, wenn das Mittel vollständig ausgetrocknet ist und das Terrarium gründlich gelüftet wurde.

1.4. Stechmücken

1.4.1. Systematik der Stechmücken

Auch die Stechmücken gehören zum Stamm der Arthropoden (Gliederfüßler) (CZIHAK et al., 2013). Folgende Systematik bezieht sich auf WILLIG (2013). Wie schon bei den Milben und den Zecken erhebt diese Übersicht keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

Stamm: Arthropoda

Klasse: Insecta

Überordnung: Neoptera (Neuflügler)

Ordnung: Diptera (Zweiflügler)

Unterordnung: Nematocera (Mücken)

Familie: Culicidae (Stechmücken)

Unterfamilie: Anophelinae

Gattung: Anopheles

Gattung: Bironella

Gattung: Chagasia

Unterfamilie: Culicinae

Tribus: Aedini

Gattung: Acartomyia

Gattung: Aedes

Gattung: Aedimorphus

Gattung: Dahliana

Gattung: Fredwardsius

Gattung: Finlaya

Gattung:

Georgecraigius

Gattung: Haemagogus

Gattung:

Hulecoeteomyia

Gattung: Ochlerotatus

Gattung: Psorophora

Gattung: Stegomyia

Gattung: Verrallina

Gattung: Zeugomyia

Tribus: Culicini

Gattung: Culex

Tribus: Culisetini

Gattung: Culiseta

Tribus: Mansoniini

Gattung: Mansonia

Gattung: Coquillettia

Tribus: Sabethini

Gattung: Sabethes

Gattung: Wyeomyia

1.4.2. Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien

Stechmücken zeichnen sich dadurch aus, dass weibliche Tiere mithilfe ihres stechend-saugenden Rüssels die Haut der Wirte durchstechen und anschließend Blut saugen können. Die Proteine, die beim Saugakt aufgenommen werden, sind wichtig für die Eierproduktion. Die männlichen Stechmücken ernähren sich ausschließlich von Nektar und zuckerhaltigen Pflanzen- oder Fruchtsäften. Auch die weiblichen Tiere ernähren sich wie die männlichen, wenn sie gerade kein Blut zur Eierproduktion benötigen. Stechmücken kommen weltweit vor, ausgenommen sind nur die Eisflächen der Polargebiete sowie die Wüsten. Meist befinden sie sich in der Nähe von Wasserstellen. Unterschiedliche Arten haben bei den Culicidae meist unterschiedliche Verbreitungsgebiete. Die Entwicklung von Stechmücken gliedert sich in: Ei, das zur Larve wird, welches sich zur Puppe und diese im letzten Schritt zur Imago entwickelt. Die Eier werden einzeln, in Paketen oder als Schiffchen (abhängig von der Art) auf der Wasseroberfläche oder in Wassernähe abgelegt, oftmals in feuchten oder sumpfigen Arealen, wo sie bei Überschwemmung schlüpfen. Diese Eier können auch überwintert werden. Bei den Culicidae gibt es vier Larvenstadien, die sich im Wasser aufhalten, allerdings atmen die meisten von ihnen, mit einigen wenigen Ausnahmen, atmosphärische Luft. Ein Großteil der Larven ernährt sich von Detritus und Mikroorganismen. Die Dauer des Larvenstadiums ist unterschiedlich und hängt von der Art, der Temperatur und vom Nährstoffgehalt des Biotops ab. Auf das Larvenstadium folgt das Puppenstadium. Als Puppen nehmen die Culicidae keine Nahrung auf, können sich aber bei Gefahr noch von der Wasseroberfläche wegbewegen. Die Zeit im Puppenstadium ist für gewöhnlich eine kurze Zeit und dauert nur einige Tage an. Aus einem Riss der

Puppenhülle schlüpft anschließend die Imago. Sie ist nach ca. einer Stunde flugfähig. Männliche Tiere sterben im Herbst, wohingegen weibliche Tiere begattet an einer kühlen, feuchten und geschützten Stelle überwintern können. Erwachsene Stechmücken sind je nach Art unterschiedlich groß, werden aber selten größer als 15 mm. Sie besitzen immer zwei Flügel, die zwei Schwingkölbchen oder Halteren besitzen (wichtig für die Orientierung der Stechmücken). Sie haben außerdem mittellange, vielgliedrige Fühler und einen Saugrüssel, der ähnlich lang wie die Fühler ist. Darüber hinaus besitzen sie einen langen Körper und drei Beinpaare. Der Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Tieren besteht hauptsächlich in der Größe. Männliche Tiere sind kleiner als ihre weiblichen Vertreter. Nach der Befruchtung durch männliche Tiere benötigen die weiblichen Culicidae Proteine, die über eine Blutmahlzeit aufgenommen werden. Diese sind für die Entwicklung der Eier unabdingbar. Für die Blutmahlzeit bedient sich die Stechmücke ihres Stechrüssels. Verschiedene Mundwerkzeuge bilden die Stechborsten. Im Inneren werden nach dem Stich zwei Kanäle gebildet, einer davon injiziert Speichel, der andere nimmt die Blutmahlzeit auf. Findet gerade kein Stechakt statt, sind die Stechborsten in einer Scheide verborgen, die von der Unterlippe gebildet wird. Zum Auffinden der Wirte sind der ausgeatmete Kohlenstoffdioxid und Körperdüfte ausschlaggebend. Eine wichtige Rolle spielen Culicidae außerdem als Überträger von Krankheiten. Sie können hierbei über den Speichel bei einem der letzten Saugakte aufgenommene Viren, Bakterien, einzellige, aber auch mehrzellige Parasiten übertragen. Dabei vermehren sich die Infektionserreger nach dem Stich durch die Mücke, die beim vorherigen Blutsaugakt aufgenommen wurden, in infizierten Mücke ebenso. Dies ist der Grund, warum nicht jede Culicidae jeden Infektionserreger übertragen kann. Bei den Menschen zählen zu den wichtigsten durch Stechmücken übertragene Infektionserreger Plasmodien, die Malaria verursachen, Filarien, die Filariose oder Dirofilariose auslösen, Viren, die beispielsweise für das Gelbfieber, Dengue-Fieber und West-Nil-Fieber verantwortlich sind, und Bakterien, die zum Beispiel Tularämie auslösen können (WILLIG, 2013).

Bei Reptilien sind Stechmücken auch hauptsächlich durch ihre Vektortätigkeit als gefährlich einzustufen. So zeigte BALL et al. (1967), dass Hämogregarinen über Stechmücken übertragen werden und das nicht nur innerartlich. Er ließ *Culex tarsalis* an mit Hämogregarinen infizierten *Dryarchon corais* (Indigonatter) Blut saugen und fütterte diese infizierten Stechmücken entweder im Ganzen oder als

Suspension durch ösophageale Eingabe daraufhin einer *Boa constrictor* (Abgottschlange), die nach einiger Zeit Parasitämie mit Hämogregarinen zeigte. In einer weiteren Studie wurden gefangene Stechmücken in Zoos untersucht und dabei herausgefunden, dass vier der Mücken Blut bei Reptilien getrunken hatten (TUTEN, 2011). So zeigt diese Studie, dass *Culex erraticus* und Mücken aus dem *Culex pipiens* Komplex Blut von Reptilien in sich trugen. In einer weiteren Untersuchung wurde gezeigt, dass auch eine Übertragung von *Hepatozoon sp.* über Stechmücken, in diesem Fall *Culex tarsalis*, von einer *Boa constrictor* (Abgottschlange) auf ein *Anolis carolinensis* (Rotkehlanolis) erfolgen kann (BOODEN et al., 1970). An diesen Beispielen sieht man die Wichtigkeit und auch Gefährlichkeit, die von Stechmücken als Krankheitsvektoren ausgehen. Auf die einzelnen Blutparasiten, die von Stechmücken übertragen werden können, wird nachfolgend noch eingegangen.

1.4.3. Behandlung

Bei der Behandlung geht es hauptsächlich um die Bekämpfung der Stechmücken selbst. Diese kann auf unterschiedliche Arten erfolgen. Mücken in Überschwemmungsgebieten werden teilweise durch das Ausbringen von larviziden Proteinen aus *Bacillus thuringiensis israelensis* vernichtet. Das Protein tötet Larven ab. Bei Stechmücken, die sich in kleinen Wasseransammlungen vermehren können, sollten die Brutmöglichkeiten reduziert werden. Falls es Wasseransammlungen gibt, die nicht reduziert werden können, können diese mit Larviziden oder Wachstumshemmern behandelt werden (Bacillus sphaericus-Protein, Methopren, Pyriproxyfen, Diflubenzuron, Spinosad). Diese unterbinden die Larvenentwicklung für fünf Wochen. Zur Bekämpfung der adulten Tiere können vor allem Pyrethroide (Permethrin, Deltamethrin) und Organophosphorverbindungen (z.B.: Malathion, Fenitrothion) eingesetzt werden (DEPLAZES et al., 2013b).

1.5. Blutegel

1.5.1. Systematik der Blutegel

Blutegel gehören zum Stamm der Annelidae (Ringelwürmer). Die meisten von ihnen sind Meeres- und Süßwasserbewohner, einige wie der Regenwurm leben terrestrisch. Wichtig in der Parasitologie ist die Unterklasse Hirudinea (Egel) (DEPLAZES et al., 2013d). Die folgende Systematik bezieht sich auf das Buch „Die Parasiten der Tiere“ (MEHLHORN, 2012). Für die Übersicht werden nicht alle Arten genannt.

Stamm: Annelidae

Klasse: Polychaeta (Vielborster, meist freilebend)

Klasse: Myzostomida (Parasiten von Haarsternen)

Klasse: Clitellata (Gürtelwürmer)

Ordnung: Oligochaeta (Wenigborster, z.B.: Regenwurm)

Ordnung: Hirudinea (Egel, viele parasitische Formen)

Familie: Rhynchobdellidae (Rüsselegel)

Familie: Pharyngobdellidae (Schlundegel)

Familie: Gnathobdellidae (Kieferegel)

Familie: Acanthobdellidae (Borsteneegel)

1.5.2. Merkmale und Pathogenität im besonderen Bezug auf Reptilien

Unter den Ektoparasiten bei Egel n spielt vor allem die Ordnung Hirudinea eine große Rolle. Sie besteht aus ca. 650 Arten. Egel haben eine Länge von ca. 1-30 cm, besitzen keine Borsten und sind dorsoventral abgeflacht (selten auch eher zylindrisch). Sie bestehen in der Regel aus 33 Segmenten und besitzen am Vorder- und am Hinterende je eine Saugscheibe, mit der sie sich auf der Unterlage ihres Lebensraumes oder an ihrem Wirt festsaugen können. Gnathobdellidae, Kieferegel genannt, sind mit einem dreistrahligem Kiefer, der mit zahlreichen Zähnen besetzt ist, ausgestattet. Rhynchobdellidae, Rüsselegel, zeigen einen einziehbaren Rüssel, mit dem sie in das Beutetier einstechen können. Bei dieser Art sind die meisten parasitären Arten zu finden. Pharyngobdella, der Schlundegel, besitzt einen stark erweiterbaren Pharynx. Bei Egel n münden zahlreiche Drüsen in der Mundregion. Diese setzen Hirudinin frei, welches die Blutgerinnung verhindert. Hinter dem Mund liegen der muskulöse Pharynx und der Ösophagus. Die zahlreichen blind

endenden Aussackungen im Magen dienen der Nahrungsaufnahme und der Nahrungsspeicherung. Egel leben als Zwitter und legen nach der erfolgreichen Begattung bis zu 200 Eier in einem Kokon oder auf das Plastron von Schildkröten. Aus den Eiern entwickeln sich juvenile Egel, die sich während einiger Jahre zu Adulti entwickeln (BECK & PANTCHEV, 2013). Egel besitzen unterschiedliche Mechanismen, bei ihren Wirten Blut zu saugen. Rhynchobdellidae (Rüsselegel) stülpen ihren Pharynx vor und saugen nur durch großen Druck Blut und Epidermis. Pharyngobdellidae (Schlundegel) besitzen weder Zähne noch einen einziehbaren Rüssel, sondern benutzen ihren sehr muskulösen Pharynx zum Saugakt. Gnathobdellidae (Kieferegel) sind in der Lage mithilfe ihres bezahnten Kiefers Blut zu saugen (MEHLHORN, 2012).

Die direkte Schädigung der Egel an Reptilien besteht im Blutentzug. Allerdings haben Blutegel eine stärkere Bedeutung in der Übertragung von Krankheitserregern. So können Einzeller wie Trypanosomen, Hämogregarinen aber auch Viren übertragen werden (BECK & PANTCHEV, 2013).

1990 zeigte eine Studie, dass in Nordamerika und Kanada vor allem *Placobdella parasitica* auftreten und vereinzelt *Placobdella ornata* bei Schnappschildkröten. Der Einfachheit halber wurden in dieser Studie Gruppen von Blutegeln an Schildkröten gezählt, die aus durchschnittlich 64,8 Blutegeln bestanden (BROOKS et al., 1990). Auch DAVY et al. (2009) sammelten Schildkröten und wiesen Blutegel nach. Bei 296 untersuchten Individuen (*Chrysemys picta*, *Chrysemys serpentina*, *Emydoidea blandingii*, *Chrysemys guttata*, *Sternotherus odoratus*) fanden sich fünf unterschiedliche Blutegelarten (*Placobdella parasitica*, *Placobdella ornata*, *Helobdella modesta*, *Eropbdella punctata*, *Alboglossiphonia heteroclita*). Aus einer anderen Studie geht die Vermutung hervor, dass der Blutegel *Ozobranchus* bei Schildkröten an der Übertragung von Herpesviren, die Fibropapillomatose auslösen, beteiligt ist. Tatsächlich wurden in Blutegeln zahlreiche DNA-Kopien der Herpesviren nachgewiesen (GREENBLATT et al., 2004). Außerdem wurde mit Hilfe einer Untersuchung gezeigt, dass Blutegel (in diesem Fall *Placobdella ornata*) als Vektoren bei der Übertragung von Hämogregarinen fungieren können. Hierzu wurden Blutegel an mit Hämogregarinen infizierte *Chrysemys picta marginata* (Mittelländische Zierschildkröten) und anschließend an nicht infizierte *Chelydra serpentina* (Schnappschildkröte) gesetzt. Nach 130 Tagen konnte bei den Schnappschildkröten eine Ansteckung mit Hämogregarinen nachgewiesen werden (SIDDALL &

DESSER, 2001).

Blutegel werden außerdem sowohl in der Human- als auch in der Veterinärmedizin therapeutisch eingesetzt. Hierfür werden spezielle Blutegel, wie beispielsweise *Hirudo medicinalis* verwendet, die an die betroffenen Stellen gesetzt werden und dort so lange Blut saugen, bis sie abfallen. Die Indikationen zur Blutegeltherapie sind vielfältig. Hierunter fallen unter anderem venöse Stauungen und Blutgerinnsel, vor allem nach Operationen, Behandlungen nach Gliedmaßenamputationen und von schlecht heilenden Wunden (SOBCZAK & KANTYKA, 2014).

1.5.3. Behandlung

Die Behandlung von Reptilien mit Blutegeln erfolgt durch Absammeln dieser. Dieser Vorgang kann durch das Auftropfen einer verdünnten Salzlösung auf die Blutegel erleichtert werden. Manchmal müssen die Stellen topisch oder das Reptil systemisch mit Antibiotikum behandelt werden (HARKEWICZ, 2002). Außerdem wurde in einem Zoo dem Befall mit *Placobdelloides siamensis* erfolgreich mit folgendem Behandlungsschema begegnet: Baden der Schildkröten in einem Quarantänebecken in drei prozentigem Salzwasser oder in 1,5 ppm Kupfersulfat-Lösung für täglich eine Stunde über fünf Tage. Falls es sich um Einzelexemplare handelt, kann der Egel auch mit Alkohol getränkten Wattestäbchen einzeln abgetupft werden (BECK & PANTCHEV, 2013).

2. Vektorenübertragene Blutparasiten bei Reptilien

2.1. Intrazelluläre Blutparasiten

2.1.1. *Haemogregarina* sp. (Familie Haemogregarinidae), *Karyolysus* sp., *Hemolivia* sp. (Familie Karyolysidae) und *Hepatozoon* sp. (Familie Hepatozoidae)

Haemogregarina sp., *Karyolysus* sp., *Hemolivia* sp. und *Hepatozoon* sp. gehören zum Stamm der Alveolata und werden nach DEPLAZES et al. (2013a) und nach TENTER and SCHNIEDER (2006) folgendermaßen klassifiziert:

Reich: Eukaryota, Protozoa (Einzeller, Urtiere)

Stamm: Alveolata

Unterstamm: Apicomplexa

Klasse: Coccidea

Ordnung: Adeleida

Familie: Haemogregarinidae

Gattung: Haemogregarina

Familie: Karyolysidae

Gattung: Karyolysus

Gattung: Hemolivia

Familie: Hepatozoidae

Gattung: Hepatozoon

Die Familien Haemogregarinidae, Karyolysidae und Hepatozoidae lassen sich morphologisch nur sehr schwer voneinander unterscheiden und werden deshalb oft als „Haemogregarinen“ bezeichnet (CAMPBELL, 2006). Die Vermehrung erfolgt wie bei den meisten Protozoen im Wechsel zwischen asexueller Vermehrung (Agamogonie) und sexueller Vermehrung (Gamogonie). Das Merkmal der Ordnung Adeleida wiederum ist das Aneinanderlegen von Mikrogamont und Makrogamet, die sich dann zu Gameten entwickeln (DEPLAZES et al., 2013c). Die Wirte für *Haemogregarina* sp. sind Süßwasserschildkröten, Schildkröten der Art *Geomyda* und *Testudo*, die Brückenechse, einige andere Echsen und die meisten Schlangen und Krokodile. Die Wirte für *Hepatozoon* sp. sind besonders Schlangen. Bei den Wirten von *Karyolysus* sp. handelt es sich um Echsen der „alten Welt“ und wahrscheinlich um Baumschlangen. Es gibt bis heute keine Berichte über den Fund

von Hämogregarinen bei Meeresschildkröten. *Haemogregarina sp.*, *Hepatozoon sp.*, *Karyolysus sp.* und *Hemolivia sp.* werden über Vektoren übertragen. Bei diesen Vektoren handelt es sich um wirbellose Tiere wie Blutegel, Zecken, Stechmücken oder auch Milben (CAMPBELL, 2006). Die Infektion der Reptilien geschieht durch die orale Aufnahme von Ektoparasiten oder durch den Saugakt der Ektoparasiten an Reptilien (MUTSCHMANN, 2006). Dabei ist der Vektor der Endwirt und das Wirbeltier der Zwischenwirt, dies wird oftmals noch falsch angegeben.

Haemogregarina sp.:

Es gibt zahlreiche Berichte über *Haemogregarina sp.* bei Reptilien, der erste ist auf 1885 zurückdatiert und beschäftigt sich mit *Haemogregarina stepanowi* (DANILEWSKY, 1884). In dieser Gattung werden Gamonten von einem Blutegel oder einem anderen Ektoparasiten aufgenommen. Daraufhin unterziehen sich die Gamonten einer Gamogonie und einer intrazellulären Sporogonie in den Darmzellen der Ektoparasiten. Vier Mikrogamonten werden während der Mikrogametogenese gebildet. Die Zygote wird durch die Befruchtung des Makrogameten durch den Mikrogameten geformt. Diese entwickelt sich dann zu einer Oozyste, die Sporozoiten enthält. Die Sporozoiten infizieren das Gewebe der Blutegel außerhalb des Darmes. Diese produzieren Meronten, die bis zu 250 Merozoiten beinhalten. Die Meronten lassen die Merozoiten frei, die das infektiöse Stadium für Reptilien darstellen. Bei der nächsten Blutmahlzeit der Blutegel oder anderer Ektoparasiten an Reptilien werden diese Merozoiten übertragen. Die Merozoiten dringen dann in Erythrozyten ein und werden zu Premeronten, die sich zu acht Erythrozyten-Merozoiten teilen. Wenn die Wirtszelle platzt, werden die Merozoiten freigesetzt und bilden neue Meronten oder Gamonten (TELFORD JR, 2016). Es findet also in Ektoparasiten die geschlechtliche und im Reptil die ungeschlechtliche Vermehrung statt (STRÜTT, 2015).

Wirt:

Bei den Wirbeltieren scheint es keine sehr hohe Wirtsspezifität bezüglich *Haemogregarina sp.* zu geben. So konnten SIDDALL and DESSER (2001) zeigen, dass *Haemogregarina balli* durch den Blutegel *Placobdella ornata* von *Chrysemys picta marginata* (Mitteländische Zierschildkröte) an *Chelydra serpentina* (Schnappschildkröte) übertragen wurde. Allerdings wird davon ausgegangen, dass *Haemogregarina sp.* gegenüber seinem Vektor, dem Endwirt, wirtsspezifisch ist (DVOŘÁKOVÁ et al., 2014).

Bei *Haemogregarina sp.* wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

Pathogenität:

Haemogregarina sp. sind gut an ihre Wirte angepasst und verursachen daher wenige klinische Symptome (CAMPBELL, 2006). Treten doch klinische Symptome auf, so äußern sich diese in Apathie, Anorexie, Anämie und erhöhter Anfälligkeit gegenüber anderen Erkrankungen. Dies ist meist bei einem massiven Befall zu sehen. In seltenen Fällen kann es auch zu plötzlichen Todesfällen kommen (MUTSCHMANN, 2006). Größere Probleme treten außerdem dann auf, wenn *Haemogregarina sp.* in Fehlwirten vorkommen. Diese können dann entzündliche Läsionen in unterschiedlichen Organen verursachen (CAMPBELL, 2006). So wird berichtet, dass die präerythrozytäre Merogonie bei Fehlwirten mit nekrotisierender Hepatitis, Pankreatitis und Splenitis in Zusammenhang steht. Außerdem wurden Meronten im Gehirn einer Schlange gefunden, die in einem Zoo neurologische Symptome zeigte (WOZNIAK et al., 1994b). Bei ihren natürlichen Wirten sind *Haemogregarina sp.* hingegen meist chronisch und verbleiben lebenslang in den Reptilien (WOZNIAK et al., 1994a). So wurde in einer Studie gezeigt, dass die natürliche Abwehr der Reptilien scheinbar nicht ausreichend ist, um *Haemogregarina sp.* zu eliminieren. Hierfür wurden *Lacerta viridis* (Östliche Smaragdeidechse) auf *Haemogregarina sp.* untersucht und ein Jahr später erneut. Dabei zeigte sich, dass 16 von 22 Individuen mehr *Haemogregarina sp.* in sich trugen als im Jahr zuvor. Sechs der Individuen zeigten einen Rückgang der *Haemogregarina sp.* aber auch keine vollständige Elimination (SORCI, 1995). Außerdem zeigte sich bei einer Untersuchung von *Lacerta monticola* (Iberische Gebirgseidechse) auf *Haemogregarina sp.*, dass ältere Tiere eine höhere Parasitämie als jüngere hatten. Dies lässt darauf schließen, dass die älteren Reptilien schon öfters Kontakt zu *Haemogregarina sp.* hatten, diese aber nicht eliminieren konnten (AMO et al., 2004). OPPLIGER and CLOBERT (1997) untersuchten das Heilungsverhalten bei *Lacerta viridis* (Östliche Smaragdeidechse), die ihren Schwanz verloren hatten und mit *Haemogregarina sp.* infiziert waren. Dabei fanden sie heraus, dass die Regeneration des Schwanzes bei infizierten Individuen eine längere Zeit in Anspruch nahm als bei nicht infizierten. Sie gehen davon aus, dass die infizierten Individuen weniger Energie zur Regeneration hatten als nicht infizierte Tiere. Dies zeigt, dass ein Befall mit *Haemogregarina sp.* zur Schwächung betroffener Tiere und damit zu geringerer Heilungstendenz

hinsichtlich anderer Erkrankungen führen kann.

Außerdem ist ein erhöhter Stresslevel bei mit *Haemogregarina sp.* infizierten Reptilien der Auslöser dafür, dass sich die Parasiten im Reptil besser vermehren können. Der erhöhte Stress wurde in dieser Studie mit einer erhöhten Dichte an Individuen, verändertem Futtermanagement und Handling durch Menschen verursacht und es wurde herausgefunden, dass Tiere, die hierbei mehr Stress ausgesetzt wurden, nach einer bestimmten Zeit mehr Parasiten im Blut hatten. Weiterhin stieg bei diesen Tieren das Level der Kortikosteroide an, was belegt, dass die Tiere unter Stress standen (OPPLIGER et al., 1998). Außerdem wurde gezeigt, dass männliche Tiere in der Paarungssaison eine erhöhte Parasitämie haben, vermutlich durch einen höheren Testosteronspiegel, der durch erhöhten Stress das Immunsystem belastet (AMO et al., 2004). Auch zeigte OPPLIGER et al. (2009), dass ein Befall mit *Haemogregarina sp.* beim Reptil zu einem geringeren Sauerstoffverbrauch und weniger Bewegung führt. Zusammenfassend kann man also sagen, dass eine Infektion mit *Haemogregarina sp.* bei ihrem eigentlichen Wirt zu wenig Symptomatik führt, allerdings bei Fehlwirten zu schwerer Symptomatik bis zur Todesfolge führen kann. Diese Erkenntnis sollte ganz besonders dann höchste Beachtung finden, wenn es um Haltungen geht, bei denen unterschiedliche Reptilienarten auf engem Raum zusammenleben. Gibt es hier die passenden Vektoren, kann es zur Infektion eines Fehlwirtes und damit zu Krankheitsausbrüchen kommen.

Karyolysus sp.

Karyolysus sp. führt ebenso wie *Haemogregarina sp.* zu Anämie und Anorexie (MUTSCHMANN, 2006). Schon 1919 berichtete REICHENOW (1919) über *Karyolysus lacertae* bei Eidechsen. Bei seiner Erforschung des Zyklus von *Karyolysus sp.* fand er heraus, dass die mit Blut vollgesaugten und mit *Karyolysus sp.* infizierten Nymphen der Milbe (in diesem Bericht *Liponyssus saurorum*) zunächst von einem Reptil (hier eine Eidechse) gefressen werden. Im Darm werden durch die Zerstörung der Milben dann die Sporocysten freigesetzt, aus denen im Folgenden die Sporozoiten entstehen. Diese durchwandern anschließend das Epithel des Darmes und geraten in die Blutkapillaren. Durch den Pfortaderkreislauf gelangen die Sporozoiten in die Leber und dringen dann in Endothelzellen ein. Hier entwickeln sie sich zu Schizonten, die in Merozoiten zerfallen. Die Merozoiten wiederum dringen ein weiteres Mal in die Endothelzellen ein und die Schizogonie

wiederholt sich. Die Infektion breitet sich durch die mit dem Blutstrom transportierten Merozoiten und durch die Schizonten, die in losgelösten Endothelzellen liegen, im ganzen Körper des Reptils aus. Erst nach etwa sechswöchiger Dauer der Infektion führt die Schizogonie zur Bildung von Merozoiten mit geschlechtlich differenziertem Charakter. Das ist der Moment, in dem *Karyolysus sp.* zu einem Blutparasiten wird und sich in Erythrozyten einnistet. Als Gametocyten bleiben sie daraufhin in den Blutkörperchen bis sie im Saugakt einer Milbe von dieser aufgenommen werden. Im Darm dieser Milbe finden dann die Microgametenbildung und die Befruchtung statt. Der Macrogamet wird befruchtet und wächst zu einer Oocyste, woraufhin in der Milbe die Sporogonie erfolgt (REICHENOW, 1919).

Berichte über *Karyolysus sp.* bei Echsen sind größtenteils mit Bezug auf den europäischen und asiatischen Raum zu finden. 10 *Karyolysus*-Arten sind beschrieben: *Karyolysus lacertae*, *Karyolysus lacazei*, *Karyolysus biretortus*, *Karyolysus berestnewi*, *Karyolysus bicapsulatus*, *Karyolysus zuluetai*, *Karyolysus subtilis*, *Karyolysus octocromosomi*, *Karyolysus latus* und *Karyolysus minor* (HAKLOVÁ-KOČÍKOVÁ et al., 2014). In einigen Fällen ist jedoch noch nicht endgültig geklärt, ob eine Art den Gattungen *Haemogregarina*, *Hepatozoon*, *Karyolysus* oder *Hemolivia* untergeordnet werden sollte. So gab es 2016 eine Studie, in der der Blutparasit *Hepatozoon paradoxa* eher zu *Karyolysus sp.* gezählt wurde und somit zu *Karyolysus paradoxa* wurde (COOK et al., 2016). Dies liegt daran, dass es immer modernere molekulargenetische Untersuchungsverfahren gibt und außerdem immer neue Wirbeltier- und Invertebratenwirte entdeckt werden und somit die Einordnung nicht immer eindeutig ist (STRÜTT, 2015). HAKLOVÁ-KOČÍKOVÁ et al. (2014) untersuchten echte Eidechsen in Europa auf *Karyolysus sp.* Dafür wurden Eidechsen in den Ländern Polen, Ungarn, Rumänien und der Slowakei gesammelt. Außerdem wurden von den Echsen Milben und Zecken abgesammelt und ebenso untersucht. Bei 520 Blutaussstrichen von Echsen wurden bei 116 Hämoparasiten gefunden. *Karyolysus latus* und *Karyolysus lacazei* konnten nachgewiesen werden. Die Prävalenz betrug demnach 22,3%. Auch in den Milben konnte *Karyolysus sp.* nachgewiesen werden (HAKLOVÁ-KOČÍKOVÁ et al., 2014).

Wirt:

Der einzige bekannte Vektor von *Karyolysus sp.* ist *Ophionyssus*, eine Milbe, die

zur Ordnung der Mesostigmata gehört. Obwohl Echten häufiger von Zecken als von Milben befallen werden, konnte experimentell keine Übertragung von *Karyolysus* sp. über Zecken herbeigeführt werden. *Karyolysus* sp. sind also in Bezug auf die Vektoren spezifisch. Bei den Wirten handelt es sich um Echten und Schlangen. Studien zufolge sind unter europäischen Echten die Arten *Algyroides nigropunctatus* (Pracht-Kieleidechse), *Iberolacerta horvathi* (Kroatische Gebirgseidechse), *Podarcis muralis* (Mauereidechse) und *Podarcis melisellensis* (Adriatische Mauereidechse) in Österreich und Kroatien, *Podarcis lilfordi* (Balearen-Eidechse) auf den Balearen, *Lacerta agilis* (Zauneidechse) und *Zootoca vivipara* (Waldeidechse) in Polen, Dänemark und Schweden, *Lacerta viridis* (Östliche Smaragdeidechse) in Ungarn, *Podarcis bocagei* (Bocages Mauereidechse) und *Podarcis carbonelli* (Carbonells Mauereidechse) in Portugal, *Lacerta agilis chersonensis* (Unterart der Zauneidechse (UETZ & HALLERMANN, 2010)) in Rumänien und *Iberolacerta monticola* (Iberische Gebirgseidechse), *Podarcis muralis* (Mauereidechse) und *Timon lepidus* (Perleidechse) in Spanien betroffen (HAKLOVÁ-KOČÍKOVÁ et al., 2014). In einer anderen Studie ist beschrieben, dass der Hauptwirt von *Karyolysus* sp. echte Eidechsen (*Lacertidae*) sind, es aber auch Berichte über *Karyolysus* sp. bei Skinken, auch Glattechten genannt, gibt (COOK et al., 2016).

Bei *Karyolysus* sp. wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

Pathogenität:

In einer Studie, in welcher Infektionen mit *Karyolysus* sp. untersucht wurden, zeigten auch stark infizierte Echten keine Symptomatik. Unter Laborbedingungen konnten Leukozytose und Anämie festgestellt werden (SVAHN, 1974). Eine Infektion mit *Karyolysus* sp. zeigt ansonsten eine sehr ähnliche Symptomatik wie bereits für *Haemogregarina* sp. beschrieben (CAMPBELL, 2006).

***Hemolivia* sp.:**

Auch bei *Hemolivia* sp. ist die systematische Zuordnung oft nicht einfach. So wurde *Hemolivia mauritanica* erst 1904 nach SERGENT and SERGENT (1904) als *Haemogregarina mauritanica*, nach MICHEL (1973) 1973 als Hepatozoon und erst 1997 nach LANDAU and PAPERNA (1997) als *Hemolivia mauritanica* beschrieben. Bei *Hemolivia* sp. findet die Gamogonie in den Erythrozyten der Reptilien und die Merogonie in und außerhalb der Erythrozyten statt. Dabei werden die Sporozoitien von Reptilien aufgenommen. Anschließend dringen sie in die

Zellen des reticuloendothelialen Systems oder in Erythrozyten ein. Dort werden sie zu Meronten, die Merozoiten enthalten, oder zu Zysten, die Zystozoiten enthalten. Aus ihnen entstehen anschließend die Gametozyten. Die Rolle der Zysten ist bis heute nicht geklärt. Die Sporogonie findet in den Darmzellen der Endwirte, also Zecken statt. Die Sporogonie besteht aus zwei Phasen. In der ersten Phase erfolgt die Befruchtung der Macrogameten durch die Microgameten, worauf die Formung der Oozysten folgt. In der zweiten Phase werden die Sporokineten aus den Oozysten freigelassen, um neue Zellen zu besiedeln, und anschließend Sporozysten zu bilden, die dann Sporozoiten enthalten, welche für Reptilien infektiös sind (ŠIROKÝ et al., 2007).

Wirt:

Hemolivia mariae infiziert Tannenzapfenechsen (*Tiliqua rugosa*) und die Zecken der Art *Amblyomma limbatum*. *Hemolivia mauritanica* befällt Schildkröten der Gattung Testudo und Zecken der Art *Hyalomma aegyptium* (ŠIROKÝ et al., 2007). Eine weitere Studie erwähnt, dass *Hemolivia mariae* auch die Zecke der Art *Aponomma hydrosauri* befällt, wobei *Amblyomma limbatum* den effektiveren Vektor darstellt (SMALLRIDGE & BULL, 2000).

Bei *Hemolivia sp.* wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

Pathogenität:

SMALLRIDGE and BULL (2000) berichten, dass junge, subadulte und größere Echsen weniger infiziert sind als andere Individuen. Laut ihnen ist eine mögliche Erklärung hierfür, dass Echsen, die dem Blutparasiten öfter ausgesetzt sind, eine Immunität gegen die Mikroparasiten entwickeln oder die Stärke der Parasitämie schneller sinken lassen können, sodass sie nicht mehr gefunden werden oder aber durch eine erhöhte Fluktuation der Erythrozyten die Zeitspanne der chronischen Erkrankung verkürzt wird. Eine weitere mögliche Erklärung ist, dass die Infektion die Überlebenswahrscheinlichkeit der anfälligen Tiere verringert und nur die widerstandsfähigeren Tiere überleben und erwachsen und groß werden. Allerdings war die Prävalenz von Zecken bei Adulten höher als bei jüngeren Tieren (73,3% bei den Adulten, 26,2% bei den übrigen). Der Unterschied zwischen Echsen mit *Hemolivia mariae*, die von Zecken befallen waren, und solchen, die zwar *Hemolivia mariae* jedoch keine Zecken hatten, war aber wiederum nicht signifikant. Was das Geschlecht des Wirtes angeht, konnten bis auf den Allgemeinzustand keine Unterschiede festgestellt werden. Infizierte weibliche Tiere zeigten im Vergleich

zu nicht infizierten weiblichen Tieren keinen Unterschied in ihrem Allgemeinzustand, wohingegen infizierte männliche Individuen einen wesentlich schlechteren Allgemeinzustand als nicht infizierte Tiere vorwiesen. Dies könnte daran liegen, dass männliche Individuen in der Paarungszeit weniger fressen und einen höheren Testosteronspiegel haben (SMALLRIDGE & BULL, 2000). Pathologische Veränderungen konnten in einer weiteren Studie bei mit *Hemolivia sp.* infizierten Schildkröten nur bei der am stärksten infizierten festgestellt werden. Sie litt unter einer Nephrose und Leberdegeneration (ŠIROKÝ et al., 2007). Es zeigt sich außerdem, dass sich die Prävalenz von *Hemolivia mariae* bei *Tiliqua rugosa* (Tannenzapfenechse) über Monate und Jahre nicht signifikant verändert, sodass eine völlige Elimination von einmal infizierten Echsen als unwahrscheinlich eingestuft werden kann (SMALLRIDGE & BULL, 2000). Diese These wird dadurch gestützt, dass *Hemolivia mauritanica* sowohl bei Tieren, die noch nicht lange in menschlicher Obhut waren, als auch bei Tieren, die schon jahrelang in Gefangenschaft lebten, gefunden wurde (ŠIROKÝ et al., 2004).

Hepatozoon sp.:

Bei brasilianischen Schlangen wurden viele Arten von *Hepatozoon* beschrieben: *Hepatozoon juxtannuclearis*, *Hepatozoon fusifex*, *Hepatozoon terzii*, *Hepatozoon romani*, *Hepatozoon capsulata*, *Hepatozoon philodryasi*, *Hepatozoon mingonei*, und *Hepatozoon cyclagrasii*. Bei diesem Blutparasiten kommt es zu einem zwei- bis drei-wirtigen Zyklus (BECK & PANTCHEV, 2013). Der Vektor (blutsaugende Stechmücken) saugt das Blut des mit *Hepatozoon sp.* infizierten Reptils und nimmt dabei intraerythrozytäre Gametozyten auf. Daraufhin geht die sexuelle Vermehrung im Vektor, die sogenannte Gamogonie, vonstatten. Anschließend werden Oozysten mit vielen Sporozoiten im Hämocoel der Vektoren gebildet. Die Sporogonie findet also im Hämocoel von blutsaugenden Stechmücken statt. Durch den Verzehr des infizierten Arthropoden steckt sich dann wiederum die Echse oder der Frosch an, in welchen die Sporozoiten überleben. Außerdem kommt es zu einer zystischen Entwicklung zu Zystozoiten. Die Schlangen wiederum können nun infizierte Echsen oder Frösche aufnehmen und fungieren somit als zweiter Zwischenwirt. *Hepatozoon sp.* vermehrt sich daraufhin in den inneren Organen der Reptilien durch Merogonie. (SMITH et al., 1999; BECK & PANTCHEV, 2013). Demnach kann *Hepatozoon sp.* auf drei unterschiedliche Arten auf den Wirbeltierwirt übertragen werden: Schlangen können infizierte Arthropoden, die Sporozoiten enthalten, oder

aber infizierte Echsen oder Frösche, die Zystozoitien enthalten, beim Fressen aufnehmen oder die Infektion mit *Hepatozoon sp.* vom Schlupf an in sich tragen (MOTTA et al., 2011). Die Infektion vom Schlupf an zeigt sich in einer Studie, in welcher 12 neugeschlüpfte *Nerodia fasciata confluens* (Gebänderte Wassernatter) infiziert waren (LOWICHIK & YAEGER, 1987). Typisch für *Hepatozoon sp.* ist die Spindelform der infizierten Erythrozyten, die im Anschluss an die Merogonie im Wirbeltierwirt gefunden wird (BALL et al., 1969; BECK & PANTCHEV, 2013).

Wirt:

Im Zuge eines Experiments konnte *Hepatozoon sp.* von einer *Drymarchon corais* (Indigonatter) mittels ösophagealer Eingabe von infizierten *Culex tarsalis*, entweder als Ganzes oder als Suspension, auf eine *Boa constrictor* (Abgottschlange) übertragen werden (BALL et al., 1967). *Hepatozoon rarefaciens* wurde außerdem erfolgreich von einer *Drymarchon corais* (Indigonatter) auf eine *Pituophis catenifer* (Gophernatter) weitergegeben (CHAO & BALL, 1969). *Hepatozoon sp.* ist also Wirbeltiere betreffend nicht wirtsspezifisch, wurde jedoch hauptsächlich bei Schlangen beschrieben und wurde dort bei allen Arten außer bei solchen, die unter der Erde leben, gefunden (MOTTA et al., 2011). Außerdem beschreibt MOTTA et al. (2011), dass *Hepatozoon juxtannuclearis*, *Hepatozoon fusifex* und *Hepatozoon terzii* bei *Boa constrictor* (Abgottschlange), *Hepatozoon romani* und *Hepatozoon capsule* bei *Crotalus durissus terrificus* (Schauer-Klapperschlange), *Hepatozoon philodryasi* bei *Philodryas patagoniensis* (Patagonische Strauchnatter) und *Hepatozoon mingonei*, und *Hepatozoon cyclagrasii* bei *Hydrodynastes gigas* (Brasilianische Glattnatter) vorkommen. *Culex*, *Aedes* und *Anopheles*, Stechmücken der Culicidae, sind die Hauptvektoren von *Hepatozoon sp.* Auch die Sandfliege *Phlebotomus vexator* wurde als Vektor beschrieben (MOTTA et al., 2011).

Bei *Hepatozoon sp.* wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

Pathogenität:

In seltenen Fällen sind in einem Erythrozyten mehr als zwei Gametozyten zu finden. In diesen Fällen kommt es zu Veränderung von Struktur und Größe der roten Blutkörperchen. Oft zeigen die betroffenen Tiere keine Symptome. Man geht allerdings davon aus, dass es zu Symptomen kommen kann, wenn die Schizogonie in den betroffenen Organen stattfindet. Zudem wirken sich verminderte

Abwehrkräfte oder Stress - beispielsweise durch Einsperren von Wildfängen – zusätzlich negativ aus. Besonders frisch importierte Wildfänge zeigten folgende Symptome: Pneumonie, Nierenschädigung, Abmagerung, Apathie, Anämie. Es zeigte sich weiterhin, dass Pythons mit geringerem Befall eine höhere Lebenserwartung hatten als solche mit einem höheren Befall (BECK & PANTCHEV, 2013).

2.1.2. Plasmodium, Leucocytozoon, Haemoproteus (Familie Haemosporina)

Plasmodien gehören zum Reich der Protozoa und werden nach DEPLAZES et al. (2013c) folgendermaßen klassifiziert:

Reich: Eukaryota, Protozoa (Einzeller, Urtiere)

Stamm: Alveolata

Unterstamm: Apicomplexa

Klasse: Haematozoa

Ordnung: Haemosporida

Familie: Plasmodiidae

Gattung: Plasmodium

Gattung: Leucocytozoon

Gattung: Haemoproteus

1909 wurde erstmals *Plasmodium sp.* bei einem Reptil, *Agama agama* (Siedleragame), beschrieben (SCHALL, 1990). Plasmodien bei Echsen sind weit verbreitet in der westlichen Hemisphäre, Afrika, Australasien und in Ostindien im Bereich der Pazifischen Inseln. *Plasmodium wenyoni* beispielsweise tritt bei Schlangen in Brasilien auf. *Plasmodium mexicanum* wurde bei Stachelleguanen beschrieben (HUFF, 1969). Es gibt allerdings insgesamt mehr als 100 Plasmodium sensu stricto Arten (BECK & PANTCHEV, 2013). Diese Blutparasiten werden bei Reptilien sowohl innerhalb als auch außerhalb von Erythrozyten gefunden. Sie können in allen Typen der Blutzellen und der blutbildenden Zellen vorkommen (HUFF, 1969). Im Vektor entwickeln sie sich von Ookineten, die im Magen der Sandmücke zu Oozysten werden, zu Sporozoiten, die aus den Oozysten freigesetzt werden. Sporozoiten können anschließend in den Speicheldrüsen der Vektoren gefunden werden (AYALA & LEE, 1970). Bei der nächsten Blutmahlzeit werden diese Sporozoiten auf ein Wirbeltier übertragen (FIALHO & SCHALL, 1995). Es entwickeln sich daraufhin präerythrozytäre Meronten, die Merozoiten freisetzen. Diese Merozoiten befallen daraufhin Erythrozyten und durchlaufen hier weitere Zyklen der Merogonie (HUFF, 1969; HALLA, 2015). Die Infektion steigt exponentiell an und pendelt sich dann meistens wieder nach unten ein, woraus ein chronischer Infektionsstatus resultiert (SCHALL, 1990).

Über die Vektoren ist bis heute wenig bekannt, SCHALL (1990) berichtet über Phlebotominae als Vektoren (im speziellen *Lutzomyia vexator* und *Lutzomyia*

stewarti). Bei Reptilien wurde festgestellt, dass eine Echsenart auch von mehreren unterschiedlichen Plasmodien-Arten befallen sein kann (SCHALL, 1990). Die Übertragung findet über den Stechakt der Vektoren statt. Eine Übertragung über die orale Aufnahme der Sandfliegen durch Reptilien ist aufgrund der unterschiedlichen Aktivitätsphasen von Vektor und Reptil unwahrscheinlich (AYALA & LEE, 1970).

In der frühen Phase der Infektion lassen sich unreife Erythrozyten im Blut der Reptilien nachweisen. Vermutlich werden als Abwehrmechanismus der Reptilien Erythrozyten, die verändert sind, aussortiert. Da unreife Erythrozyten weniger Hämoglobin enthalten, wird auch in Blutuntersuchungen eine geringere Hämoglobin-Konzentration angezeigt. Da bei infizierten Tieren außerdem die Freisetzung von Sauerstoff ins Gewebe vermindert ist, ist zu beobachten, dass Echsen daraufhin keine fortwährenden Fortbewegungen mehr durchführen können. Infizierte männliche Tiere haben kleinere Hoden, weibliche Tiere kleinere Gelege. Bei den männlichen Individuen konnte außerdem nachgewiesen werden, dass sie gegenüber gesunden Tieren weniger Kraft haben, ihr Territorium zu verteidigen (SCHALL, 1990).

In der Humanmedizin hat Plasmodium als Erreger der Malaria große Bedeutung. Auslöser sind hier die Erreger *Plasmodium vivax*, *Plasmodium ovale*, *Plasmodium malariae* und *Plasmodium falciparum* (WIERSCH, 2005). Bei *Plasmodium sp.* der Reptilien wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

Über **Leucocytozoon** gibt es sehr wenige Berichte bei Reptilien. Leucocytozoon wurde das erste Mal 1884-1890 von Danilewsky bei einer Eule entdeckt (HSU et al., 1973). Es zeichnet sich dadurch aus, dass Gametozyten sowohl in den Erythrozyten als auch in den Leukozyten auftreten. Zur Bestimmung von Leucocytozoon werden die Morphologie der Gametozyten im Blut und die betroffenen Zellen der Wirbeltiere herangezogen. Bei Leucocytozoon entwickeln sich die Merozoiten im Wirbeltier zu Gametozyten. Dabei dringen Merozoiten in Zellen ein, werden aber hier wegen ihrer geringen Größe oft übersehen. Sie befinden sich nach dem Zellbefall in der Nähe des Nukleus, der daraufhin eingedrückt wird. Dies wird durch das Wachstum des Parasiten stärker. Die Gametozyten werden anschließend von Invertebraten durch den Saugakt aufgenommen und reifen im Darm der Invertebraten, wo auch die Befruchtung stattfindet. Die daraus resultierenden beweglichen Zygoten penetrieren die

Darmwand und verwandeln sich zu Oozysten. Die darauffolgende Sporogonie, die in der Bildung von Sporozoiten resultiert, erfolgt in der Wand des Mitteldarms des Vektors. Nimmt jetzt wiederum der Invertebraten-Wirt Blut von einem Vertebraten auf, werden die Sporozoiten auf diesen übertragen, die sich anschließend in geeigneten Zellen zu Schizonten entwickeln. Die Schizogonie resultiert in der Bildung von Merozoiten, die nach dem Eindringen in die Blutzellen wiederum Gametozyten bilden. Diese werden bei der nächsten Blutmahlzeit eines geeigneten Vektors wiederum von diesem aufgenommen (FALLI & DESSER, 1977). Mit einer Ausnahme sind die Invertebraten-Wirte dieses Blutparasiten Kriebelmücken. Außerdem ist *Leucocytozoon* vermutlich nicht sehr wirtsspezifisch das Wirbeltier betreffend (HSU et al., 1973). LAINSON and SHAW (1969) berichten, dass sie bei *Tupinambis nigropunctatus* (Bänderteju) einen Blutparasiten gefunden haben, der *Leucocytozoon* ähnlich sei, nannten diesen allerdings *Saurocytozoon tupinambii*. Laut HSU et al. (1973) muss dieser jedoch zu *Leucocytozoon sp.* gezählt werden. Bei *Leucocytozoon sp.* wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

Bereits 1901 gab es einen Bericht von **Hämoproteus** bei einer Schildkröte. Diese wurde damals noch *Haemamoeba metchnikovi* genannt (JAVANBAKHT et al., 2015). Der Endwirt von Hämoproteus sind die Vektoren Hippoboscidae (Lausfliegen), Nycteribiidae (Fledermausfliegen), Ceratopogonidae (Gnitzen) und Tabanidae (Bremsen). In ihnen finden die sexuelle Vermehrung und die Sporogonie statt. Im Zwischenwirt, wozu auch die Reptilien gehören, findet die Merogonie außerhalb der Erythrozyten in Endothelzellen und teilweise auch in Myofibroblasten statt. Die Bildung der Gametozyten wird in reifen Erythrozyten vollzogen. Die Bezeichnung für Hämoproteus wurde oft geändert zwischen Hämocystidium, Hämoproteus und Simondia (MARTINELE et al., 2016). Bei den Schildkröten scheint Hämoproteus nicht sehr streng wirtsspezifisch zu sein. So konnten sowohl bei *Testudo graeca* (Maurische Landschildkröte) als auch bei *Testudo horsfieldii* (Vierzehenschildkröte) *Haemoproteus caucasica* nachgewiesen werden (JAVANBAKHT et al., 2015).

In einer Studie wurden 54 Schildkröten, 17 der Art *Chelonoidis carbonaria* (Köhlerschildkröte) und 37 der Art *Chelonoidis denticulata* (Waldschildkröte) auf einen Befall mit Hämoproteus untersucht. Dabei stellte sich eine Prävalenz bei *Chelonoidis carbonaria* (Köhlerschildkröte) von 17,6% und bei *Chelonoidis denticulata* (Waldschildkröte) von 13,5% heraus (MARTINELE et al., 2016). In

einer weiteren Studie wurden Süßwasserschildkröten auf Blutparasiten untersucht. 96% von ihnen zeigten eine Infektion mit Blutparasiten. Davon waren 41% mit *Haemoproteus chelodinae* infiziert (JAKES et al., 2001). Wegen der Saisonalität der Vektoren, die je nach geografischem Standort variiert, ist der Übertragungszeitraum begrenzt (DEGIUSTI et al., 1973).

Bei Hämoproteus wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

2.2. Extrazelluläre Blutparasiten

2.2.1. *Sauroleishmania* (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)

Leishmanien gehören zum Stamm der Euglenozoa und zum Unterstamm der Kinetoplasten. Sie werden nach DEPLAZES et al. (2013a) und nach MUTSCHMANN (2006) folgendermaßen systematisch eingeordnet:

Reich: Eukaryota, Protozoa (Einzeller, Urtiere)

Stamm: Euglenozoa

Unterstamm: Kinetoplasta

Klasse: Kinetoplastea

Ordnung: Trypanosomatida

Familie: Trypanosomatidae

Gattung: *Leishmania*

Gattung: *Sauroleishmania*

Sauroleishmania treten bei Reptilien im Verdauungstrakt und in den inneren Organen auf. Die amastigote Form kommt außerdem im Blut der Tiere vor. Die Pathogenität ist weitestgehend unbekannt. *Sauroleishmania* sind hauptsächlich bei Echsen, seltener bei Schlangen und Schildkröten zu finden. Die Übertragung erfolgt vermutlich durch das Fressen infizierter Insekten (MUTSCHMANN, 2006). Es ist ebenso möglich, dass *Sauroleishmania* durch den Saugakt von Sandmücken übertragen werden. In der alten Welt werden Leishmanien bei Echsen über die Sandmücke *Lutzomyia* übertragen (NOYES, 1998). *Sauroleishmania* treten bei Reptilien als promastigote, seltener als amastigote Form im Blut auf (MUTSCHMANN, 2006). Sie haben sich vermutlich als Abspaltung aus der Gattung *Leishmania* als Anpassung an Reptilien gebildet (NOYES, 1998). Über die Entwicklung im Vektor ist bis heute wenig bekannt und es existieren keine Studien, die die Übertragung von *Sauroleishmania* erforscht haben. Es wird allerdings vermutet, dass die Übertragung ganz ähnlich der von *Trypanosoma cruzi* abläuft. Hier wird während der Blutmahlzeit der Darm des Vektors entleert und dann das infektiöse Material in die Wunde, die verletzte Haut oder die Schleimhaut eingebracht, indem der Vektor auf dieser reibt. Eine weitere Möglichkeit ist das Fressen der Sandmücke. Beide Theorien bedürfen jedoch noch dem Nachweis durch weiterführende Studien (BATES, 2007).

Bei *Sauroleishmania* wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

2.2.2. Trypanosoma (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)

Trypanosomen gehören ebenso zum Stamm der Euglenozoa und zum Unterstamm der Kinetoplasta. Sie werden nach DEPLAZES et al. (2013a) folgendermaßen eingeteilt:

Reich: Eukaryota, Protozoa (Einzeller, Urtiere)

Stamm: Euglenozoa

Unterstamm: Kinetoplasta

Klasse: Kinetoplastea

Ordnung: Trypanosomatida

Familie: Trypanosomatidae

Gattung: Trypanosoma

Trypanosomen gehören zu den Flagellaten. Ihre Übertragung erfolgt durch hämatophage Wirbellose wie Milben, Zecken, Insekten und Egel. Diese kann durch einen Stich oder die orale Aufnahme der Vektoren erfolgen. Bei Reptilien sind mindestens 58 unterschiedliche Trypanosomen beschrieben (BECK & PANTCHEV, 2013). In Bezug auf ihren wirbellosen Wirt sind Trypanosomen vermutlich sehr spezifisch. Dies zeigt eine Studie, in der sich *Trypanosoma varani* in Tsetse-Fliegen nicht vermehren konnte, *Trypanosoma grayi* jedoch ausgesprochen gut. *Trypanosoma varani* hingegen konnte sich gut in Sandmücken, nicht aber in Tsetse-Fliegen entwickeln (MINTER-GOEDBLOED et al., 1993). Beispiele für Trypanosomen sind *Trypanosoma lygodactyli*, welche bei *Lygodactylus luteopicturatus* (Gelbkopf-Zwerggecko), *Lygodactylus grotei* und *Hemidactylus platycephalus* (Tree gecko) parasitieren. Außerdem parasitiert *Trypanosoma cnemaspi* bei *Cnemaspis barbouri* (Barbour's Gecko) und *Hemidactylus platycephalus* (Tree gecko). *Trypanosoma uluguruensis* kommt bei *Hemidactylus platycephalus* (Tree gecko), *Lygodactylus luteopicturatus* (Gelbkopf-Zwerggecko), *Lygodactylus grotei* und *Lygodactylus williamsi* (Himmelblauer Zwergtaggecko) vor. Weiterhin tritt *Trypanosoma kimbozae* bei *Hemidactylus platycephalus* (Tree gecko) auf. *Gecko gecko* (Tokeh) wiederum ist Wirt von *Trypanosoma gekkonis* (TELFORD, 1995). Außerdem kommt *Trypanosoma varani* bei *Varanus niloticus* (Nilwaran) und eine *Trypanosoma varani* – ähnliche Infektion bei *Python regius* (Königspython) vor (SATO et al., 2009). Ferner wurde *Trypanosoma thecadactyli* in einer Studie bei *Thecadactylus rapicauda* (Rübenschwanzgecko) entdeckt (CHRISTENSEN & TELFORD, 1972).

TELFORD (1979) erforschte zwei neue Trypanosomen und gab ihnen die Namen *Trypanosoma gonatodi*, die bei *Gonatodes albogularis fuscus* (Gelbkopf-Gecko) auftreten, und *Trypanosoma torrealbai*, die bei *Gonatodes taniae* (Estado Aragua Gecko) und bei *Phyllodactylus ventralis* (Margarita Leaf-toed gecko) vorkommen (TELFORD, 1979). *Trypanosoma scincorum* tritt außerdem bei *Mabuya multifasciata* (Vielstreifenskink), *Mabuya macularia* (Orangekehlskink) und *Sphenomorphus maculatus* (Gefleckter Waldskink) auf (TELFORD, 1982). Hier gibt es noch zahlreiche weitere Beispiele, die unerwähnt bleiben.

In einer Studie wurde der Zyklus der Trypanosomen bei Wassernattern erforscht. Dabei wurde *Trypanosoma hydrae*, dessen Vertebraten-Wirt in diesem Fall *Nerodia fasciata confluens* (Gebänderte Wassernatter) und Invertebraten-Wirt *Placobdella parasitica*, Blutegel, sind, sowohl in vitro, als auch in vivo untersucht. Es stellte sich heraus, dass der Vektor epimastigote Formen, aber auch sich teilende Formen und metazyklische Stadien enthielt. Im Blut der Wassernattern hingegen wurden trypomastigote Stadien gefunden (CHIA & MILLER, 1984). Man geht davon aus, dass die metazyklischen Stadien im Vektor die für das Wirbeltier infektiösen Stadien darstellen (DEPLAZES et al., 2013f).

Die Infektion mit Trypanosomen verläuft meist klinisch inapparent, auch wenn in histologischen Präparaten von Milz und Leber zahlreiche Parasitenstadien nachweisbar sind (BECK & PANTCHEV, 2013). Dies liegt mitunter daran, dass die Vermehrung von Trypanosomen im Darm der Wirbellosen stattfindet. Die Übertragung erfolgt während des Saugaktes oder durch orale Aufnahme von Ektoparasiten, die mit Trypanosomen infiziert sind.

Ein wichtiger Punkt ist außerdem, dass afrikanische Reptilien wie Krokodile und Warane Reservoir für warmblüterpathogene Trypanosomen sein können (MUTSCHMANN, 2006). So wurde *Trypanosoma brucei* bei Reptilien nachgewiesen. Dabei handelt es sich um den Erreger der humanen Schlafkrankheit und damit um eine Zoonose. Die Reptilien können hierbei als Reservoir dienen und so eine erneute Ansteckung von Menschen ermöglichen (NJAGU et al., 1999). Auch *Trypanosoma cruzi* konnte von Echsen auf Säugetiere, in diesem Fall Ratten, übertragen werden. Bei dieser Übertragung wurden Raubwanzen als Vektoren eingesetzt (RYCKMAN, 1954). Ein Import von mit humanpathogenen Trypanosomen befallenen Reptilien kann demnach für Menschen, die sich in unmittelbarer Nähe des betroffenen Reptils aufhalten, gefährlich werden, da hier zoonotisches Potenzial besteht.

2.2.3. Filarien

Die Filarien gehören zu den Helminthen und werden nach DEPLAZES et al. (2013e) und TENTER and SCHNIEDER (2006) folgendermaßen eingeteilt:

Reich: Eukaryota

Helminthes: (Kollektivbezeichnung)

Stamm: Nematoda (Faden- oder Rundwürmer)

Klasse: Secernentea (Phasmodia)

Ordnung: Spirurida

Unterordnung: Spirurina

Überfamilie: Diplostriaenoidea

Familie: Oswaldofilariidae

Gattung: Oswaldofilaria

Gattung: Befilaria

Gattung: Piratuboides

Gattung: Solafilaria

Gattung: Gonofilaria

Gattung: Piratuba

Gattung: Conspiculum

Überfamilie: Filarioidea

Familie: Onchocercidae

Unterfamilie: Onchocercinae

Gattung: Macdonaldius

Unterfamilie: Dirofilarinae

Gattung: Foleyella

Unterfamilie: Lemninae

Gattung: Saurosis

Unterfamilie:

Splendidofilariinae

Gattung:

Madathamugadia

Gattung: Thamugadia

Gattung:

Pseudothamugadia

Bei Filarien findet eine heteroxene Entwicklung statt. Dabei treten als Vektoren bzw. Zwischenwirte hämatophage Ektoparasiten, wie Diptera und Acari, auf. Adulte Würmer finden sich bei Reptilien in den großen Blutgefäßen, dem Herz, dem Herzbeutel, dem Bindegewebe, dem Fettkörper, der Körperhöhle, der Orbita oder der vorderen Augenkammer und in der Unterhaut. Sie können bis zu einigen cm groß werden (MUTSCHMANN, 2006). Die Filarien legen bei Reptilien ihre Mikrofilarien in Gewebe ab, das vom lymphatischen System umflossen wird. Anschließend werden diese von ihrem Vektor beim Saugakt aufgenommen. In ihm wandern sie in Dipteren zum Haemocoel und dringen in Zellen ein. Diese Zellen wandeln sich in ein Synzytium, in dem sich die Mikrofilarien vom Stadium eins in Stadium zwei und drei entwickeln. Letzteres ist wiederum infektiös für Wirbeltiere und wird daraufhin vom Vektor übertragen. Ein Teil der Mikrofilarien stirbt ab, da es an der Eintrittsstelle durch den Stich eine Entzündungsreaktion gibt. Der Rest erreicht das Lymphsystem, von wo aus er sich in die umliegenden Gewebe verteilt. Sind sie groß genug, gelangen sie, wie beispielsweise im Fall von *Dirofilaria immitis* beim Hund, Richtung Herz. Im Wirbeltier entwickeln sie sich dann zu Stadium vier. Die Mechanismen der Eiablage sind weitestgehend unbekannt (BAIN & BABAYAN, 2003). Durch die Körperwanderung entstehen bei den Reptilien Schäden. Ist das Kreislaufsystem befallen, können Aneurysmen, Thrombosen oder Obstipationen der Gefäße auftreten. Kommt es zu einem Massenbefall mit Larven (Mikrofilarien), die im Blutstrom und in Lymphgefäßen auftreten, kann es zu Verstopfungen von Kapillaren mit Ödemen, Schwellungen und Nekrosen kommen (MUTSCHMANN, 2006). Als Wirte gelten unterschiedliche Reptilien, je nach Art der Filarie. So tritt beispielsweise *Macdonaldius oschei* bei *Boa constrictor* (Abgottschlange), *Epicrates cenchria* (Rote Regenbogenboa), anderen neotropischen Riesenschlangen, Giftnattern und Vipern auf (ANDERSON, 2000). *Foleyella furcata* hingegen wurde bei Chamäleonarten nachgewiesen (IRIZARRY-ROVIRA et al., 2002). Weder der Vektor noch der Parasit sind hier streng wirtsspezifisch (BECK & PANTCHEV, 2013). Alle Filarien der Krokodile und einiger Echsen gehören zur Unterfamilie Oswaldofilaria (PEREIRA et al., 2010). 1963 konnten kurz nach der Ankunft in einem Zoo bei Australischen Wasseragamen (*Physignathus lesueurii*) zwei unterschiedliche Filarien-Arten festgestellt werden (*Macdonaldius innisfailensis* und *Macdonaldius pflugfelderi*). Die betroffenen Tiere starben. Man fand die Makrofilarien oberflächlich in der Muskulatur des Brustkorbes und der Schwanzbasis. Die Mikrofilarien, die in einer

Scheide lagen, wurden im peripheren Blut gefunden. In pathologischen Untersuchungen konnten des Weiteren sowohl Veränderungen der Nieren als auch der Leber entdeckt werden. In derselben Studie wurde die Vermutung angestellt, dass viele Individuen im Ursprungsgebiet (Australien) bereits infiziert waren, Symptome aber erst zeigen, wenn sie transportiert werden und in eine neue Umgebung gelangen (FRANK, 1964a). FRANK (1964b) fand in einer weiteren Untersuchung heraus, dass die Mikrofilarien sich in der Muskulatur der Mundwerkzeuge von betroffenen Zecken befinden. Durch die Vibration des Pharynx beim Saugakt werden sie vermutlich zum Übergang auf das Wirbeltier angeregt. Dieser Mechanismus unterscheidet sich zu dem der Dipteren: hier treten die Mikrofilarien bei der Blutaufnahme aus der Unterlippe (Labium) aus und müssen sich nach dem Abflug des Insektes einen Weg durch den Stichkanal oder durch die Haut bahnen.

Pathogenität:

Schlangen, die mit *Macdonaldius oschei* infiziert waren, zeigten keine Symptome, wenn sie aus dem Gebiet stammten, in dem auch *Macdonaldius oschei* vorkommt. Allerdings zeigten andere Schlangen, die nicht aus dem Verbreitungsgebiet von *Macdonaldius oschei* stammten, Symptome und erlagen der Infektion. Als Vektor fungierte hier *Ornithodoros talaje*, eine Lederzecke. Symptome waren im Bereich der Schwanzspitze beginnende, sich nach proximal ausdehnende Hautverletzungen. Anschließend kommt es an diesen Stellen zu Nekrosen und zum Absterben dieser Bezirke. Außerdem zeigten die betroffenen Tiere in der Pathologie aufgetriebene Arterien, die auf die Wanderung der adulten Filarien zurückzuführen waren (FRANK, 1964c). Auch wird berichtet, dass Infektionen bei mäßigem Befall meist symptomlos verlaufen. Tritt ein stärkerer Befall auf, kann es zu Hautnekrosen, Knötchenbildung, Farbveränderungen der Haut, Ödembildung, Unterversorgung von Körperteilen mit Blut, Verhaltensänderungen und Somnolenz kommen (HARVEY-CLARK, 1995; MUTSCHMANN, 2006).

Bei den Filarien der Reptilien wurde bisher kein zoonotisches Potenzial nachgewiesen.

3. Reptilienhaltung im Zoo

3.1. Geschichte der Reptilienhaltung in deutschen Zoos

Für das leichtere Verständnis dieses Abschnittes folgen einige Begriffserklärungen. Vivarium: Bei dem Begriff „Vivarium“ handelt es sich um einen Überbegriff. Es ist ein geschlossenes Gebiet, in welchem Tiere oder Pflanzen aufgezogen und gehalten werden können. Darunter fallen auch das Terrarium und Aquarium (AHMAD, 2011).

Terrarium: Glasbehälter (unterschiedlicher Größe), die mit Bodengrund, und anderen Einrichtungsgegenständen gestaltet sind (LÜCKER & ENGELMANN, 2006).

Aquarium: Bei einem Aquarium handelt es sich um ein Vivarium, welches Pflanzen und Tiere beherbergt, die im Wasser leben. Mindestens eine der Seiten des Aquariums ist transparent (AHMAD, 2011).

Schon im alten Ägypten, 3000 v. Chr. wurden Tiere in Käfigen gehalten. Überlieferungen aus China berichten außerdem von frühen Tierhaltungen (Säugetiere, Schildkröten, Vögel und Fische) durch den Ahnherrn der Zhou-Dynastie in einer Parkanlage. Später begannen Herrscher, wie 1194 Kaiser Friedrich II., Menagerien zu bauen, die als Vorläufer der heutigen Zoos gelten. In Europa entstand 1235 eine königliche Menagerie im Tower of London, erbaut von Heinrich III (KROJß, 2015a). Als ältester Zoo der Welt gilt der Tierpark Schönbrunn in Wien. Er wurde 1752 gegründet, wobei nicht bekannt ist, wann er Zuschauern öffentlich zugänglich gemacht wurde. Überliefert ist jedoch, dass er im Jahr 1902 71 Reptilien mit insgesamt 24 Arten beherbergte (VERBAND DER ZOOLOGISCHEN GÄRTEN E.V., 2015). Der älteste deutsche Zoo, und gleichzeitig der neuntälteste weltweit, ist der 1844 gegründete Zoo Berlin. Er wurde im Auftrag von König Friedrich Wilhelm III. auf der Pfaueninsel errichtet und beherbergte eine Vielzahl unterschiedlicher Tierarten. Nach seinem Tod ging die Menagerie in den Besitz seines Sohnes, Wilhelm IV, über, der jedoch wenig Interesse an der Tierhaltung zeigte. Martin Hinrich Lichtenstein, Alexander von Humboldt und Peter Joseph Lenné überzeugten den König, die Gebäude und die Tiere der Berliner Bevölkerung zu schenken, sodass der Zoo am 01.08.1844 seine Tore für Besucher öffnete (ANONYMUS, 2016). Über die Geschichte der Reptilienhaltung in Zoos gibt es wenige Berichte. Im Gegensatz zu Wandermenagerien bestand in Einrichtungen des Adels kaum Interesse für die

Haltung von Reptilien. Vor allem solche Reptilien, die vom Publikum als gefährlich eingestuft werden, wurden schon im 18. Jahrhundert gehalten. In der Menagerie im Jardin des Plantes in Paris (gegründet 1793) und in der Zoologischen Gesellschaft in London mit dem zoologischen Garten (gegründet 1828) galt das Interesse aber schon nicht mehr nur Tieren, die dem Sensationsbedürfnis und den individuellen Interessen des Besitzers entsprachen. 1849 war als erstes Reptil ein Nördlicher Felsenpython (*Python sebae*) im Londoner Zoologischen Garten zu sehen. Das eigens für den Python errichtete Reptilienhaus gilt als das erste der Geschichte der Zoologischen Gärten. 1852 entstand auch im Artis-Zoo in Amsterdam ein Reptilienhaus. Der Berliner Zoo beherbergt bereits seit seiner Eröffnung 1844 Reptilien, angefangen bei einem Grünen Leguan (*Iguana iguana*), folgten schon bald Schlangen und Schildkröten. Letztere wurden im Sommer im Freien in einem Außengehege und im Winter in einem Innengehege untergebracht. Eine weitere Unterkunft für Reptilien wurde als Anbau an das Affenhaus errichtet. Auch der Zoo Frankfurt, der 1858 erbaut wurde, stellte seit Erbauung Reptilien aus, wobei die Ausstellung in speziellen Behältern erst ab 1891 erfolgte. Kurz nach Eröffnung des Zoologischen Gartens in Hamburg, 1863, entstand dort 1865/66 ein Terrarium in direkter Nachbarschaft zu dem Aquarium, das als Glashaus bezeichnet wurde. 1869 eröffnete unter Brehm das Berliner Aquarium, das eher einem Vivarium glich, und in dieser Form bis 1910 bestand. Zu dieser Zeit gab es zahlreiche Probleme in der Reptilienhaltung, diese betrafen vor allem die Konstanthaltung der Temperatur, die Beleuchtung und auch die Fütterung (STREHLOW, 2006). 1910 wurde unter Johannes Gebbing auch im Leipziger Zoo ein Aquarium erbaut, dem 1913 die Eröffnung des Terrariums folgte (STREHLOW, 2006). 1913 wurde das neue Aquarium in Berlin unter Ludwig Heck errichtet (KLÖS, 1985). Die neue Krokodilhalle erstreckte sich über drei Schauetagen und gilt als die erste begehbare Tieranlage. 1987 wurde im Berliner Tierpark das Krokodil- und Kolibrihaus eröffnet, 1996 erbaute der Tierpark Chemnitz das einzigartige Vivarium. In diesem gibt es drei räumlich voneinander getrennte Klimazonen, in welchen die entsprechenden Tiere leben. Inzwischen gibt es immer mehr Biotophäuser, in denen in Regenwald- oder Wüstenhallen Arten leben, die speziell an diese Lebensräume angepasst sind (STREHLOW, 2006). Im Tierpark Hellabrunn in München wurde außerdem 1997 das Schildkrötenhaus mit Insektarium geöffnet (<http://www.hellabrunn.de/ueber-hellabrunn/tierparkhistorie/>). Erwähnenswert ist weiterhin Gondwanaland im Zoo Leipzig. Hierbei handelt es sich um eine nach vier

Jahren Bauzeit 2011 eröffnete Tropenerlebniswelt, in welcher man zahlreiche unterschiedliche Tier- und Pflanzenarten antrifft (<http://www.zoo-leipzig.de/wir-ueber-uns/zoo-historie/>). Man findet heute 51 als Reptilienzoos (dabei sind auch Zoos, die nicht nur auf Reptilien spezialisiert sind) bezeichnete Zoos in Deutschland (ZOO AG BIELEFELD, 2017). Laut der „Association of Zoos and Aquariums“ werden weltweit etwa 150.000 Amphibien, Vögel, Säugetiere und Reptilien in Zoos gehalten (ADLER et al., 2011).

3.2. Vektoren als Probleme bei der Reptilienhaltung

Die Problematik bei der Haltung von Reptilien in Zoos bezüglich der Übertragung von Krankheitserregern ist unter anderem, dass viele unterschiedliche Arten sehr nah zusammengehalten werden und somit die Vektoren lediglich sehr kurze Strecken zurücklegen müssen, um einen neuen Wirt zu finden. Außerdem leben in Zoos Tiere zusammen, die geografisch in der freien Wildbahn nicht in Kontakt kommen würden (TUTEN, 2011). Wegen dieser guten Bedingungen wurde beispielsweise gezeigt, dass die Dichte von Stechmücken im Wellington Zoo höher ist als in dem umliegenden Wald, der nur einige Kilometer entfernt liegt (DERRAIK, 2004). Da Zootiere grundsätzlich einem deutlich erhöhten täglichen Kontakt zu Menschen und Arthropoden und - über diese - auch zu einheimischen Wildtieren ausgesetzt sind, ist die vermehrte Übertragung von Erkrankungen durch Vektoren sowohl von „exotischen“ Tieren aus dem Zoo auf einheimische Wildtiere, als auch in die andere Richtung nicht überraschend (ADLER et al., 2011). Beispielsweise wurden in einem Wildtierpark Flöhe (*Pulex simulans*) bei großen Ameisenbären (*Myrmecophaga tridactyla*) und bei Erdferkeln (*Orycteropus afer*) entdeckt. Es wird bei diesen davon ausgegangen, dass sie von wildlebenden Waschbären (*Procyon lotor*), Nordopossums (*Didelphis virginiana*) oder streunenden Katzen (*Felis catus*), die in der Nähe des Wildparks gesehen wurden, übertragen wurden (MUTLOW et al., 2006). In einer anderen Studie wurde bei Stechmücken, die in Zoos gefangen wurden, durch Blutuntersuchung herausgefunden, dass sie sowohl das Blut einheimischer Wildtiere als auch das von Zootieren in sich trugen (NELDER, 2007). Durch eine möglichst naturnahe Gestaltung der Zoos, die den Bewohnern der Gehege ein Höchstmaß an natürlichem Verhalten ermöglichen soll, wird die Vektorenübertragung außerdem zusätzlich unterstützt. Vor allem Zecken finden durch diese Gestaltung bessere Bedingungen zum Überleben. Auch das Einbringen von Pflanzen und Mulch in die Zoos erhöht

die Wahrscheinlichkeit, dass Zecken in die Einrichtungen gelangen (ADLER et al., 2011). So wurden afrikanische Zecken (*Aponomma flavomaculatum*) bei einem Bindenwaran (*Varanus salvator*) gefunden, der in einem amerikanischen Zoo lebte. Da es sich bei *Varanus salvator* (Bindenwaran) um ein Tier aus Asien handelt, liegt die Vermutung nahe, dass dieses die Zecke über ein Tier aus dem Zoo erhalten hat (WILSON & BARNARD, 1985). Außerdem wurde bei dem Einbringen eines Beutetieres in das Gehege eines Königspythons (*Python regius*) in einem Zoo in Nigeria die Zecke *Amblyomma hebraeum* auf das Reptil übertragen (AJUWAPE et al., 2003).

Hinzu kommt, dass Bambus einen weit verbreiteten Einsatz in Zoos findet, dessen Stumpf den optimalen Brutplatz für einige Stechmücken bietet (NELDER, 2007). Es gibt zudem auch Anzeichen dafür, dass sich Stechmücken, die als die gefährlichsten Vektoren gelten, in der Nähe eines Wirtes aufhalten, in dessen unmittelbarer Umgebung verwandte Arten gehalten werden. Dadurch steigt das Risiko der Übertragung von Pathogenen beträchtlich. Für nicht einheimische Arthropoden ist der Import von Zootieren ein wichtiger Übertragungsweg (ADLER et al., 2011). So wurden bei einer Studie in einem Zoo in Sri Lanka bei einer Brillenschlange (*Naja naja*) ein Befall mit der Zecke *Aponomma gervaisi* festgestellt, die zuvor in Sri Lanka noch nie bei einem solchen Tier festgestellt wurde. Leider wird hier nicht darauf eingegangen, woher das Zootier den Parasiten gehabt haben kann (FERNANDO & UDAGAMA-RANDENIYA, 2009). Bei kleineren Ektoparasiten, wie beispielsweise Milben, besteht die Problematik darin, dass sie oft erst bemerkt werden, wenn befallene Tiere schon Krankheitssymptome zeigen (ADLER et al., 2011). Bei importierten Milben ist ein einziges Weibchen, das bereits Eier in sich trägt, imstande, innerhalb eines Tages alle Terrarien in einem Raum zu infizieren (PASMANS et al., 2008).

Der internationale Reptilienhandel trägt auch dazu bei, dass vor allem nicht einheimische Zecken in die unterschiedlichsten Länder eingeführt werden (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). 2016 gab es insgesamt 79.166 Importe von lebenden Reptilien nach Deutschland. Hierunter fallen sowohl Importe (BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ, 2015a) als auch Re-Exporte (BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ, 2015a). Aus Deutschland exportiert wurden hingegen nur 3746 Reptilien (BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ, 2015c). In einer Studie wurden alle Reptilien von insgesamt 11 Importeuren, auch solche, die aus Zoohaltung stammten, positiv auf mindestens eine Zeckenart

getestet (BURRIDGE et al., 2000). Dies kann auch dazu führen, dass sich die nicht einheimischen Arthropoden im neuen Land vermehren und ausbreiten und durch sie übertragene Erkrankungen weiterverbreiten. So wurden seit 1962 29 unterschiedliche Arten „exotischer“ Zecken in die USA eingeführt, 17 von ihnen gehören der Gattung *Amblyomma*, 11 der Gattung *Aponomma* und eine der Gattung *Hyalomma* an. Vier der neu eingeführten Zeckenarten können als Vektoren der Herzwasserkrankheit, verursacht durch *Ehrlichia ruminantium*, die für Wiederkäuer als gefährlich eingestuft wird, fungieren. Außerdem sind vier der eingeführten Zeckenarten gesicherte Überträger von Haemogregarinen bei Reptilien (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). Weiterhin wurden bei 57,7% von insgesamt 252 Zecken, *Hepatozoon sp.* nachgewiesen (VILCINS et al., 2009). Auch das Q-Fieber, ausgelöst durch *Coxiella burnetti*, kann durch Zeckenarten, die importiert wurden, übertragen werden. Das Q-Fieber ist eine Zoonose und damit auch für Menschen gefährlich (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). Es wird durch *Coxiella burnetti* ausgelöst und kann im Tierreich bei Säugetieren, Vögeln und Arthropoden auftreten. Es kann bei diesen zu Pneumonien, Aborten und Totgeburten führen (ARRICAU-BOUVERY & RODOLAKIS, 2005).

3.3. Möglichkeiten des Vektorenmanagements

Was das Vektorenmanagement angeht, gibt es ganz unterschiedliche Ansätze. TUTEN (2011) berichtet beispielsweise, dass im Greenville Zoo zwei Stechmückenfallen aufgestellt wurden und im Riverbank Zoo unregelmäßig *Bacillus thuringiensis israelis* (Bti) zur Eliminierung von Stechmücken eingesetzt wird. *Bacillus thuringiensis israelensis* ist ein entomopathogenes Bakterium, welches für Stechmücken toxische Endotoxine produziert (<http://www.culindex.de/bek%C3%A4mpfung/allgemeine-informationen/>). Es wird vermehrt zu präventiven Maßnahmen gegriffen und angeraten, dass Zoomitarbeiter halbjährlich eine Schulung erhalten sollen, in deren Rahmen darüber aufgeklärt wird, wie Habitate von Stechmücken erkannt und beseitigt werden können. Dazu gehört zum Beispiel die Reduktion vorhandener Brutstätten, also zumeist stehende Gewässer, beispielsweise durch Befüllen mit Sand, mit Schaum oder – falls nicht genutzt – durch Abdeckungen. Falls es in den Zoos Wasserbecken gibt, sollten diese regelmäßig mit Larviziden behandelt werden. Gibt es wasserführende Rinnen, sollten diese, falls sie nicht gebraucht werden, entfernt oder wenigstens regelmäßig gereinigt werden, da sie optimale Brutstätten für Stechmücken darstellen. Auch

Schattenplätze über stehenden Gewässern sind sehr beliebt als Ablageort für Stechmückeneier und es ist ratsam, sie deshalb so gut es geht zu reduzieren (TUTEN, 2011).

Da ein 100%ig Arthropoden- und Vektoren-freier Zoo ein unerreichbares Ziel ist, sollte Zoopersonal auch imstande sein, eine realistische Einschätzung der Möglichkeiten in Relation zum jeweiligen Aufwand vorzunehmen. Tiere, die neu in den Zoo kommen, sollten aber vor ihrem Umzug immer auf Pathogene untersucht werden. Auch das Gehege, in dem das Tier anschließend untergebracht wird, sollte untersucht werden. Außerdem sollte es einen medizinischen Bericht über diese Untersuchungen geben, der auch die Ektoparasiten umfasst. Tiere sollten weiterhin sowohl bei ihrer Ankunft als auch bei einem Umzug in Quarantäne genommen werden (ADLER et al., 2011). Auch PASMANS et al. (2008) betonen die große Bedeutung der Quarantäne, die räumlich getrennt vom eigentlichen Bestand stattfinden sollte. Außerdem muss darauf geachtet werden, dass beim Kontakt mit den neuen Tieren immer Handschuhe getragen und die Hände sowie die verwendeten Instrumente gereinigt und desinfiziert werden. Der Quarantäneraum, in dem die Tiere gehalten werden, sollte leicht einsehbar und gut zu reinigen sein. Außerdem sollte er den Bedürfnissen der Tiere entsprechen. Lebende Pflanzen sind als Einrichtung eines Quarantäne-Geheges nicht geeignet. Die Dauer der Quarantäne sollte mindestens 90 Tage betragen (PASMANS et al., 2008). EULENBERGER (2006) rät allerdings nur zu einer Quarantänezeit von sechs bis acht Wochen. Um die Umgebung von Reptilien von Ektoparasiten zu befreien, eignet sich Fipronil. Dazu sollten die Oberflächen mit Fipronil gut eintrocknen können. Schlangenmilben überleben Temperaturen über 45°C oder unter 5°C sowie eine Luftfeuchtigkeit unter 20% nicht (PASMANS et al., 2008). Zur Vorbeugung gegen Milben kann auch orales Ivermectin eingesetzt werden (ADLER et al., 2011) oder Ivermectin, das statt Fipronil versprüht wird. Hierzu sollte die 1% ige Lösung verdünnt werden und dabei 1 ml der Lösung in 1 Liter Wasser eingebracht werden (PASMANS et al., 2008). Allerdings sind sowohl Ivermectin als auch Fipronil für Reptilien in einem gewissen Maße toxisch. Es starben bei einer Studie bis zu 62,5% der Echsen, an denen Fipronil angewendet wurde (PEVELING & DEMBA, 2003) und SZÉLL et al. (2001) berichten, dass eine Echse nach der Behandlung mit Ivermectin verstarb. Auch erwähnen sie, dass Ivermectin sowohl für Echsen als auch für Schildkröten toxisch sein kann (SZÉLL et al., 2001). Auch Spinnentiere und andere Arthropoden sollten dringend aus dem behandelten Raum entfernt

werden. Um befallene Tiere von Ektoparasiten zu befreien, werden sie entweder mit Spot on Therapie behandelt oder einer manuellen Absammlung unterzogen. Außerdem sollten die Gehege so gestaltet werden, dass sie für Vektoren nicht attraktiv sind. Auch Schädlinge sollten minimiert werden (ADLER et al., 2011). Da zudem davon ausgegangen wird, dass Milben über Futtertiere zu den Reptilien gelangen können, sollten einmal in ein Reptiliengehege gelangte Futtertiere im Falle einer Futterverweigerung nicht an Reptilien aus einem anderen Gehege verfüttert werden (PASMANS et al., 2008). Beim Reptilienhandel sollten außerdem Kontrollen eingeführt werden, bei denen unter anderem eine Untersuchung auf Ektoparasiten stattfindet, um beim Import das Einbringen von Vektoren zu verhindern. Acarizide sind in Bezug auf die Anwendung bei Reptilien kaum getestet. Cyfluthrin und Permethrin werden hinsichtlich der Anwendung an Pantherschildkröten als sicher eingestuft, Cyfluthrin bei Schlangen und Echsen jedoch als toxisch. Das Mittel der Wahl, Permethrin, wurde beispielsweise erfolgreich in einem amerikanischen Zoo angewendet (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). Von indonesischen Zecken (*Aponomma komodense*) befallene Komodowarane (*Varanus komodensis*) wurden mit dem Mittel „Provent-a-mite“ (Wirkstoff: Permethrin) behandelt. In der Zeit der Behandlung waren die Tiere nicht im Raum und durften diesen erst eine Stunde nach Behandlung wieder betreten. Diese Behandlungsmethode wurde im Außenbereich alle zwei Wochen, im Innenbereich alle 8-10 Wochen wiederholt. Nach einer Gesamtdauer von 26 Wochen konnten keine Zecken mehr gefunden werden (BURRIDGE et al., 2004). Im Rahmen der Eingangsuntersuchung muss bei Reptilien ein besonderes Augenmerk auf Ektoparasitenbefall gelegt werden und hierbei sollten besonders die Achselregion, die Ohren und die Leiste untersucht werden (PASMANS et al., 2008).

III. MATERIAL UND METHODEN

1. Fragebogenentwicklung

Der Fragebogen wurde in schriftlicher Form verfasst und den Zoos, die den Auswahlkriterien entsprachen, zugesendet. Die ausschlaggebenden Gründe für diese Art der Befragung waren:

- In vielen Zoos sind mehrere Personen für Reptilien zuständig. Liegt dem Zoo ein schriftlicher Fragebogen vor, kann er weitergegeben werden.
- Die Fragebögen wurden individualisiert, um eine höhere Teilnahmebereitschaft zu erzielen. Das heißt, jeder Zoo bekam seinen eigenen Fragebogen, in denen nur die speziell dort gehaltenen Reptilienarten abgefragt wurden.

Der Fragebogen wurde in Zusammenarbeit mit Frau Dr. Christine Gohl, Tierärztin des Münchner Tierparks Hellabrunn, erarbeitet und in Zusammenarbeit mit dem statistischen Beratungslabor (StaBLab) der Ludwig-Maximilians-Universität München (LMU) ausgewertet.

1.1. Deckblatt und Anschreiben

Es wurde mittels einer Zeichnung ein ansprechendes Deckblatt für den Fragebogen erstellt. Auf diesem Deckblatt sieht man die Zeichnung einer Schlange, über deren Körper eine Stechmücke fliegt. Beide Tiere haben Sprechblasen, wobei die der Stechmücke „Wir bitten um Ihre Mithilfe“ und die der Schlange „Ich bin dabei!“ enthält. Das Deckblatt enthält außerdem den Titel der Studie, die durchführende Person mit Kontaktdaten und das durchführende Institut. Auf der Rückseite befinden sich die ausführlichen Hinweise zum Ausfüllen des Fragebogens.

Das Anschreiben des Fragebogens enthält eine Personenbeschreibung der durchführenden Person, die Möglichkeit der Unterstützung durch die Zoos, den Inhalt des Fragebogens, den Benefit der teilnehmenden Zoos, den Hinweis auf die anonyme Verarbeitung der Daten und Danksagung an die teilnehmenden Zoos. Sowohl das Deckblatt als auch das Anschreiben sind im Anhang zu finden.

1.2. Aufbau des Fragebogens

Bei dem Fragebogen ging es um die großen Themen Haltung von Reptilien in deutschen Zoos, die damit einhergehende Vektorenproblematik, vor allem von

Blutparasiten, aufgetretene vektorenübertragene Blutparasiten und Quarantänemaßnahmen. Die Fragebögen wurden individualisiert. Dies bedeutet, dass jeder Zoo einen speziell auf ihn abgestimmten Fragebogen erhalten hat, in dem die Reptilienarten, die in diesem Zoo gehalten werden, aufgelistet sind. Fragen, die sich nicht auf die Haltung bezogen, waren standardisiert. Die Vorlage für alle Fragebögen sowie das Deckblatt mit Anschreiben sind dem Anhang zu entnehmen. Zur Individualisierung wurde die Zootierliste (<http://www.zootierliste.de/>) herangezogen, mit deren Hilfe die Tiere, die in den einzelnen Zoos gehalten wurden, ermittelt werden konnten. Bei der „Zootierliste“ handelt es sich um eine Internetseite, welche die aktuellen und ehemaligen Tierbestände europäischer Zoos und anderer öffentlicher Tierhaltungen sowie Informationen zu den gehaltenen Tierarten sammelt. Dabei werden diese Informationen ausschließlich über Wirbeltierklassen zusammengetragen (<http://www.zootierliste.de/>). Die für die Erstellung des Fragebogens relevanten Daten dieser Seite wurden von Februar bis April 2016 gesammelt. Dazu wurde mithilfe von Excel 2016 (Fa. Microsoft) eine Tabelle erstellt, in deren ersten Spalte alle deutschen Zoos, die Reptilien halten, alphabetisch gelistet waren. Ebenso wurden in der ersten Zeile alle in Deutschland gehaltenen Reptilien aufgestellt. Hält oder hielt ein Zoo zu diesem Zeitpunkt das entsprechende Tier, wurde in die betreffende Zelle die Zahl eins gesetzt.

Daraufhin wurde der Fragebogen mit allen für die Studie relevanten Fragen erstellt. Es ergab sich eine Fragenanzahl von 14 Fragen, wobei einige dieser noch in Unterpunkte unterteilt wurden. Hierbei gab es die großen Themenkomplexe: Dauer der Reptilienhaltung (eine Frage); Haltung von Reptilien (drei Fragen); Vektorenproblematik (zwei Fragen); vektorenübertragene Blutparasiten (eine Frage); Quarantäne (sechs Fragen) sowie Zuständigkeit der Vektorenbekämpfung in den Zoos (eine Frage). Als 15. Frage folgte diesen anschließend noch die Frage nach der Zuständigkeit des Ausfüllenden. Die Dauer der Beantwortung des Fragebogens hing stark von der Anzahl der Reptilien der Zoos ab. Daher kann über diese keine Aussage getroffen werden.

Die erste Frage war, wie lange in den Zoos bereits Reptilien gehalten werden. Als Antwortmöglichkeit gab es hier: „< 5 Jahre“; „5 bis einschließlich 10 Jahre“; „10 bis einschließlich 20 Jahre“ und „> 20 Jahre“. Hintergrund dieser Frage war es, herauszufinden, wie viel Erfahrung bei den Zoos in der Reptilienhaltung vorherrscht.

Der nächste Themenkomplex befasste sich mit der Haltung der Reptilien.

Bei der ersten Frage hierzu ging es um die Haltung der unterschiedlichen Reptilienarten in den jeweiligen Zoos. Bei dieser Frage wurde die oben erwähnte Exceltabelle angewendet. So wurde den Zoos nur zu den von ihnen gehaltenen Reptilien Fragen gestellt, wobei sie bei fehlerhaften Angaben die Möglichkeit hatten, Reptilienarten durchzustreichen bzw. zu ergänzen. Es wurden also zu jeder in dem jeweiligen Zoo gehaltenen Reptilienart folgende Punkte abgefragt: „Anzahl“; „Gehegeumfriedung“; „Wasserstellen“; „Wasserwechsel bei stehendem Gewässer“ und „Herkunft“. „Gehegeumfriedung“; „Wasserstellen“ und „Wasserwechsel bei stehendem Gewässer“ standen unter dem Überbegriff „Gehegegestaltung“. Bei der „Anzahl“ sollten die Zoomitarbeiter den Umfang ihres Bestandes der jeweiligen Tierart angeben. Bei dem Punkt „Gehegeumfriedung“ konnte zwischen „Terrarium“; „frei im Tropenhaus“ und „Freianlage“ gewählt werden, bei „Wasserstellen“ standen „stehendes Gewässer“; „fließendes Gewässer“ und „kein Gewässer“ zur Auswahl. Hatten die Zoos „stehendes Gewässer“ gewählt konnten sie weiterhin unter „Wasserwechsel bei stehendem Gewässer“ zwischen „1x pro Tag“; „1x pro Woche“; „alle 2 Wochen“ und „seltener als alle 2 Wochen“ wählen. Bei der „Herkunft“ konnten die Beantwortenden zwischen „Import“; „dt. Nachzucht“ und „unbekannt“ entscheiden. Die Frage nach der Gehegeumfriedung ist hier von Interesse, da es bei unterschiedlichen Gehegeumfriedungen unterschiedlich wahrscheinlich ist, dass Vektoren in das Gehege gelangen. So wurde bei der einleitenden Erklärung dieser Frage erläutert, dass Vektoren bei Terrarienhaltung nicht die Möglichkeit haben sollten, den Innenraum des Geheges zu erreichen. Die Frage nach den stehenden Gewässern und ihr Wasserwechsel zielte darauf ab, dass stehende Gewässer für Stechmücken, die als Krankheitsvektoren fungieren können, die optimale Brutstätte darstellen. Dies trifft vor allem bei seltenem Wechsel des Wassers zu. Bei der Herkunft war wichtig, herauszufinden, ob noch viele Reptilien nach Deutschland importiert werden, da hier die Einschleppung von Krankheiten und Krankheitsvektoren höher ist.

Bei der nächsten Frage zum Themenkomplex der Haltung war von Interesse, ob in den Zoos Reptilien auch mit anderen Reptilienarten zusammengehalten werden. Hier gab es als Antwortmöglichkeiten: „nein“ und „ja, und zwar ____“. Beantworteten die Zoos diese Frage mit „ja“ konnten sie einen Freitext hinzufügen, welche Reptilienarten bei ihnen zusammengehalten werden. Die nächste Frage war der vorangegangenen ähnlich, nur wurde hier nach dem Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen gefragt. Zur Auswahl standen hier: „nein“;

„Reptilien mit Vögeln“; „Reptilien mit Säugetieren“; „Reptilien mit Amphibien“; „Reptilien mit Fischen“ und „andere, und zwar ____“. Hier konnten die Zoos mehrere Antwortmöglichkeiten auswählen. Diese beiden Fragen hatten den Sinn, herauszufinden, wie oft ein Zusammenhalten mit anderen Reptilienarten oder Tierklassen erfolgt. Vor allem bei dem Zusammenhalten mit anderen Reptilienarten kann es zu Problemen kommen, falls Blutparasiten auf einen Fehlwirt übertragen werden. Dies führt oft zu fatalen Symptomen bis hin zum Tod des Fehlwirtes. Auch das Zusammenhalten mit anderen Tierklassen kann problematisch werden, da Vektoren oft nicht nur eine Tierklasse befallen.

Beim nächsten Themenkomplex wurde abgefragt, ob in dem jeweiligen Zoo bereits Probleme mit von Vektoren übertragenen Blutparasiten festgestellt wurden. Hier wurde zwischen intrazellulären und extrazellulären Blutparasiten unterschieden. Bei den intrazellulären handelte es sich um „*Haemogregarina sp.*“; „*Hepatozoon sp.*“; „*Karyolysus sp.*“ und „Plasmodium“, bei den extrazellulären um „*Sauroleishmania*“; „*Trypanosoma*“ und „Filarien“. Die Befragten hatten hier zuerst die Auswahlmöglichkeit zwischen „noch nicht vorgekommen“ und „bereits vorgekommen“. Gaben sie „bereits vorgekommen“ an, konnte hier noch ergänzt werden, bei wie vielen Tieren welcher Tierart die Erkrankung aufgetreten war und ob sie letal oder nicht letal verlaufen ist. Diese Auswahlmöglichkeiten bestanden bei allen Blutparasiten. Dieser Komplex sollte herausstellen, ob in den Zoos bereits Probleme mit von Vektoren übertragenen Blutparasiten aufgetreten sind.

Die darauffolgenden Fragen behandelten das Thema „Vektoren“.

Hierbei wurde zuallererst nach der Einschätzung der Wichtigkeit der Vektorbekämpfung bei Reptilien in Zoos gefragt. Als Antwortmöglichkeiten standen hier „nicht wichtig“; „wenig wichtig“; „mittelmäßig wichtig“; „wichtig“ und „sehr wichtig“ zur Auswahl. Diese Frage zielte darauf ab, herauszufinden, wie die Zoomitarbeiter das Problem der Vektoren einschätzen und auch, sie auf die Problematik hinzuweisen. Bei der anschließenden Frage ging es darum, ob die Zoos bereits Probleme mit „Milben“; „Zecken“; „Stechmücken“ oder „Blutegeln“ bei Reptilien hatten. Wurde dies bei einem oder mehreren Vektoren bejaht, konnten die Zoos noch die Art der Bekämpfung des betroffenen Vektors angeben. Hierbei standen bei „Milben“, „Zecken“ und „Blutegeln“ die Antwortmöglichkeiten „chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“; „Untersuchung von Neuzugängen und mechanische Entfernung des jeweiligen Vektors“; „Untersuchung von Neuzugängen und chemische Behandlung zur Minimierung des

jeweiligen Vektors“; „Sonstiges:___“ und „keine Maßnahmen zur Minimierung des betreffenden Vektors“ zur Verfügung. Bei der Art der Bekämpfung der Stechmücken standen „Insektenfallen“; „chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“; „Sonstiges:___“ und „keine Maßnahmen zur Minimierung der Stechmücken“ zur Auswahl. Diese Frage sollte aufzeigen, ob und in welchem Umfang die Zoos bereits Vektorenproblematik festgestellt haben und wie sie dagegen vorgehen.

Bei den nachfolgenden Fragen wurde das große Thema „Quarantäne“ abgedeckt. Hierbei ging es bei der ersten dazugehörigen Frage darum, ob der beantwortende Zoo bei Neuzugängen von Reptilien eine Quarantäne durchführt. Als Antwortmöglichkeiten gab es hier nur „ja“ und „nein“. Beantwortete der Zoo diese Frage mit „nein“, konnte er einige Fragen, die nur um das Thema der Durchführung der Quarantäne gingen, überspringen. Beantwortete er die Frage mit „ja“ folgte dieser die Frage nach der Quarantänedauer, wobei die Zoos hier einen Freitext angeben konnten. Dies ist von Interesse, da Quarantäne ermöglichen kann, Krankheiten rechtzeitig zu entdecken, bevor sie in den Bestand eingebracht werden. Außerdem gibt es keine einheitlichen Empfehlungen zur Quarantänedauer. Als Nächstes wurde die Frage gestellt, ob es bei Reptilien auch Ausnahmen gibt, in denen auf eine Quarantäne verzichtet wird. Die Antwortmöglichkeiten hierbei waren: „nein“ und „ja, und zwar folgende Ausnahmen:___“. Dies sollte herausstellen, ob die Quarantäne auch teilweise nicht durchgeführt wird und welche Gründe es hierfür gibt, da diese Tiere leicht Krankheiten und Vektoren in den Bestand einführen könnten. Als Nächstes wurde um eine Antwort gebeten, ob es während der Quarantänezeit der Reptilien möglich ist, dass Vektoren von einem Gehege in ein anderes gelangen. Die Zoos konnten diese Frage entweder bejahen oder verneinen. Diese Frage sollte herausstellen, ob Krankheiten, die von Vektoren übertragen werden bzw. die Vektoren selber während der Zeit der Quarantäne von einem Reptil auf ein anderes übertragen werden können. Der nächste wichtige Punkt in dem Themenkomplex „Quarantäne“ war die Frage, ob während dieser eine Untersuchung auf Ektoparasiten durchgeführt wird. Auch hier gab es als mögliche Antworten nur „ja“ oder „nein“. Diese Frage hat ihre Wichtigkeit darin, dass Tiere, die nicht auf Vektoren untersucht werden, bevor sie in den normalen Zoobestand kommen, diese mit einführen können, was für den Bestand problematisch werden kann. Die letzte Frage zu diesem Komplex konnte nun wieder von allen Zoos, auch von diesen, die keine Quarantäne durchführen, beantwortet werden, da sie auch auf

die Eingangsuntersuchung abzielte. Es wurde hierbei gefragt, ob während der Quarantäne bzw. bei der Eingangsuntersuchung routinemäßig eine Blutuntersuchung mit Bewertung eines Blutausstriches stattfindet. Auch hier konnten die Zoos nur zwischen „ja“ und „nein“ wählen. Dadurch sollte eruiert werden, ob die Zoos bei der Eingangsuntersuchung auch auf Blutparasiten untersuchen und ihnen die Gefahr der eingeschleppten Blutparasiten bewusst ist.

Als letzte Frage kam anschließend, wer in dem jeweiligen Zoo für die Vektorbekämpfung zuständig ist. Mögliche Antworten waren hier: „externer Tierarzt“; „interner Tierarzt“; „Tierpfleger/in“; „Kurator“ und „jemand anderes, und zwar:___“. Dies sollte herausstellen, wer die Verantwortung für die Vektorbekämpfung in den jeweiligen Zoos trägt.

Anschließend konnten die Zoos noch den Namen des Zoos und die Funktion des teilnehmenden in diesem ergänzen, um die Ergebnisse mitgeteilt zu bekommen. Auf den letzten beiden Seiten konnten sowohl allgemeine Anmerkungen zu dem Fragebogen als auch Ergänzungen zu speziellen Fragen gemacht werden. Anschließend wurde sich bei den teilnehmenden Zoos bedankt und sie wurden gebeten, den Fragebogen über den beigelegten frankierten Umschlag zurückzusenden.

1.3. Auswahl der Teilnehmer

Für die Teilnahme an der Befragung wurden zwei Auswahlkriterien festgelegt:

1. Die teilnehmenden Zoos mussten in Deutschland liegen und in der Zootierliste (www.zootierliste.de) gelistet sein.
2. Sie sollten laut Zootierliste (www.zootierliste.de) mindestens 10 unterschiedliche Reptilienarten halten.

Es stellte sich heraus, dass 245 Zoos in Deutschland Reptilien halten, 95 von ihnen zu diesem Zeitpunkt mehr als 10 unterschiedliche Arten. Von diesen 95 damit noch in Frage kommenden Zoos mussten noch fünf aus der Liste entfernt werden, da sich während der näheren Recherche herausstellte, dass sie nicht mehr betrieben werden. Ein Ausschnitt der Tabelle findet sich im Anhang.

1.4. Kontaktaufnahme zu den Zoos

Eine erste Ankündigung fand bereits durch einen Artikel in der Zeitschrift „Arbeitsplatz Zoo“ in der Ausgabe 3/2015 statt, der eine kurze Zusammenfassung über die Vektorenproblematik in Zoos beinhaltet und die Bedeutung sowie das Ziel

der Studie verdeutlichte und ebenfalls im Anhang dieser Arbeit zu finden ist.

Der nächste Schritt, der direkte Kontakt zu den in Frage kommenden Zoos, geschah, indem die Studie ca. zwei Wochen vor dem Versand der Fragebögen via E-Mail-Verteiler (bspw. an Zootierärzte) angekündigt wurde. Die Ankündigung wurde zusätzlich im Online-Forum der EAZWV (European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians) veröffentlicht. Die Vorankündigung findet sich im Anhang wieder.

1.5. Versenden der Fragebögen und Erinnerungsschreiben

Am 08.02.2017 wurden 90 Fragebögen an 90 unterschiedliche deutsche Zoos versendet, die für die Teilnahme in Frage kamen. Die Adressen der Zoos wurden über die Homepages der jeweiligen Einrichtungen ermittelt. Den Zoos wurde im Anschreiben eine Frist bis zum 24.03.2017 gesetzt, dies entsprach einer Zeit von ca. sechs Wochen.

Allen Zoos, die bis Ende März 2017 nicht geantwortet hatten, wurde eine Erinnerungspostkarte geschickt mit Verlängerung der Frist bis zum 24.04.2017. Die Postkarte war auf der Vorderseite mit demselben Bild versehen, welches auch auf dem Deckblatt sichtbar war. Diese Erinnerungspostkarte findet sich im Anhang wieder.

2. Datenerfassung und Statistische Auswertung

Nach der Rücksendung der von den Zoos ausgefüllten Fragebögen wurden die Daten manuell in eine Exceltabelle (Fa. Microsoft, 2016) übertragen. Sie wurden in so einer Weise eingetragen, dass sie später gut statistisch auswertbar waren. Die übermittelten Informationen wurden dabei anonym verarbeitet. Fragen, die mit Freitext zu beantworten waren, wurden ebenfalls manuell ausgewertet. Die restlichen Fragen wurden gemeinsam mit dem statistischen Beratungslabor (StaBLab) der LMU München bearbeitet. Hierzu wurde das Programm „R“ eingesetzt, in welches der Datensatz eingelesen und Diagramme und Graphen erstellt wurden. Bei diesem Programm handelt es sich um ein System, welches für statistische Analysen genutzt werden kann. Es beruht auf einer Sprache, die ursprünglich „S“ heißt. „R“ bietet viele Funktionen, die beispielsweise für statistische Analysen und die Darstellung von Graphen genutzt werden können (KELLER et al., 2007). Bei dieser Auswertung wurde die Version 3.4.2 genutzt, die am 21.11.2017 heruntergeladen und installiert wurde. Dazu wurde die vorher

erstellte Exceltabelle mit der Auswertung des Fragebogens in das Programm eingelesen und die Daten statistisch ausgewertet. Bei der statistischen Auswertung wurde hier zuerst auf die einzelnen Fragen eingegangen. So wurde die „Dauer der Reptilienhaltung“, „Anzahl und Haltung der Tierarten“, „Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten“, „Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen“, „Auftreten von parasitär-bedingten Erkrankungen bei Reptilien“, „Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung nach Einschätzung der Zoomitarbeiter“, „Probleme mit Vektoren“, „Durchführung der Quarantäne“ mit mehreren Unterpunkten und „Zuständigkeit der Vektorenbekämpfung in den Zoos“ ausgewertet. Anschließend wurde auf abhängige Fragestellungen eingegangen, wobei die einzelnen Fragen vom „Auftreten von Vektoren“ abhängig gemacht wurden. Angaben, die hierbei verwendet wurden, waren: „Haltungsart“, „Häufigkeit des Wasserwechsels“, „Quarantänedurchführung“, „Haltung von verschiedenen Reptilienarten in einem Gehege“, „Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen“ und „Übertragung von Vektoren während der Quarantäne“. Alle diese Punkte wurden statistisch ausgewertet und mithilfe von Diagrammen dargestellt. Hierbei wurden Balkendiagramme, Punktediagramme, Säulendiagramme und Tortendiagramme verwendet.

IV. ERGEBNISSE

1. Teilnehmende Zoos

Von den 90 versendeten Fragebögen wurden insgesamt 40 beantwortet zurückgesendet, was einer Rücklaufquote von 44,44% entspricht. Die Fragebögen wurden teilweise sehr ausführlich und aussagekräftig ausgefüllt, teilweise fehlten einige Angaben.

2. Einzelne Aussagen

2.1. Dauer der Reptilienhaltung in den Zoos

Von den möglichen Antworten „< 5 Jahre“; „5 bis einschließlich 10 Jahre“; „10 bis einschließlich 20 Jahre“; „> 20 Jahre“ gab kein Zoo der 40 teilnehmenden (0%) die Antwort „unter 5 Jahren“. 5 bis 10 Jahre kam bei fünf Zoos vor (12,5%), vier Zoos (10%) antworteten mit 10 bis 20 Jahren und 30 Zoos (75%) gaben an, mehr als 20 Jahre Reptilien zu halten. Ein Zoo machte keine Angabe (2,5%). Die Auswertung ist in Abbildung 1 (Balkendiagramm) dargestellt.

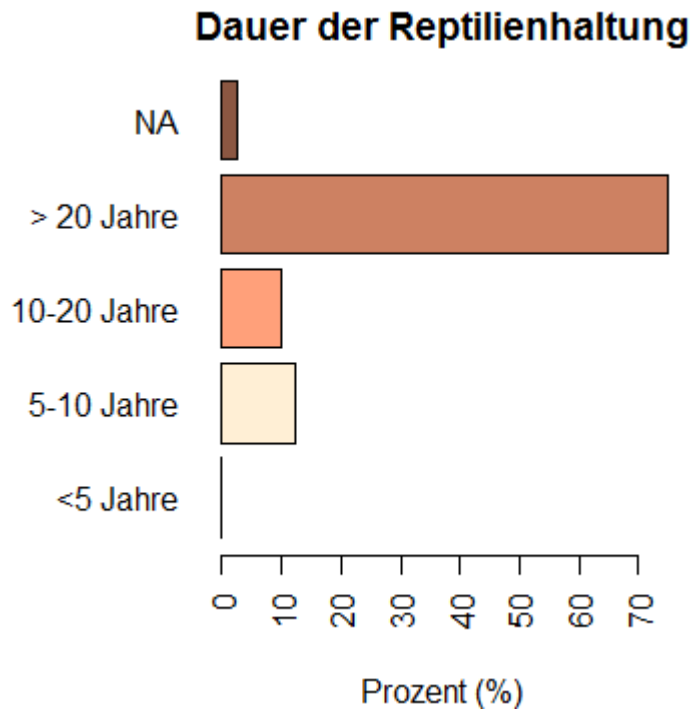


Abbildung 1: Dauer der Reptilienhaltung in den teilnehmenden Zoos

NA = keine Angabe

2.2. Anzahl und Haltung der Tierarten

Anzahl der Tierarten:

Um die genaue Anzahl der Tierarten (Reptilien) zu erfahren, wurde im nächsten Teil des Fragebogens ein Abgleich angestellt. Die Zoos erhielten hierfür eine Liste der Reptilien, die laut www.zootierliste.de bei ihnen gehalten werden und sollten diese durch Ergänzungen und Streichungen aktualisieren bzw. korrigieren. Insgesamt beinhalten die Fragebögen 470 unterschiedliche Tierarten. Am häufigsten vertreten war dabei mit 29 Angaben (6,17%) *Python regius* (Königspython), am zweithäufigsten *Pogona vitticeps* (streifenköpfige Bartagame) mit 24 Angaben (5,11%), am dritthäufigsten mit 21 Tieren (4,47%) *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte) und *Iguana iguana* (Grüner Leguan). Die jeweilige Häufigkeit der Tierarten kann den Abbildungen 48-57 (Punktediagramme) im Anhang entnommen werden.

Haltung:

Zum Thema Gehegeumfriedung hatten die Zoos zu jeder in ihrer Einrichtung gehaltenen Reptilienart die Möglichkeit der Antworten: „Terrarium“, „frei im Tropenhaus“, „Freianlage“. 37 der 40 Zoos (92,5%) halten Reptilien unter anderem

in Terrarien, 19 (47,5%) bringen Reptilien auch frei im Tropenhaus unter und 22 (55%) auch in Freianlagen. Andere Zoos bringen Reptilien der gleichen Art teilweise unterschiedlich unter. So halten fünf Zoos (12,5%) Reptilien der gleichen Art teilweise in Terrarien und frei im Tropenhaus, neun Zoos (22,5%) halten Tiere derselben Art teilweise in Terrarien und Freianlagen und drei (7,5%) zeitgleich in Freianlagen und frei im Tropenhaus. Die Zoos konnten bei dieser Frage pro Tierart angeben, wie die Tiere gehalten werden. Daher ergibt sich, dass 38,95% der Zoos Reptilien teilweise in Terrarien halten, 20% der Zoos die Tiere teilweise frei im Tropenhaus halten, 23,16% der Zoos Reptilien teilweise in Freianlagen halten, 5,26% der Zoos dieselben Reptilienarten sowohl im Terrarium als auch im Tropenhaus halten, 9,47% dieselbe Tierart im Terrarium und in der Freianlage halten und 3,16% dieselbe Reptilienart sowohl im Tropenhaus als auch in der Freianlage halten. Abbildung 2 stellt die Ergebnisse im Balkendiagramm dar.

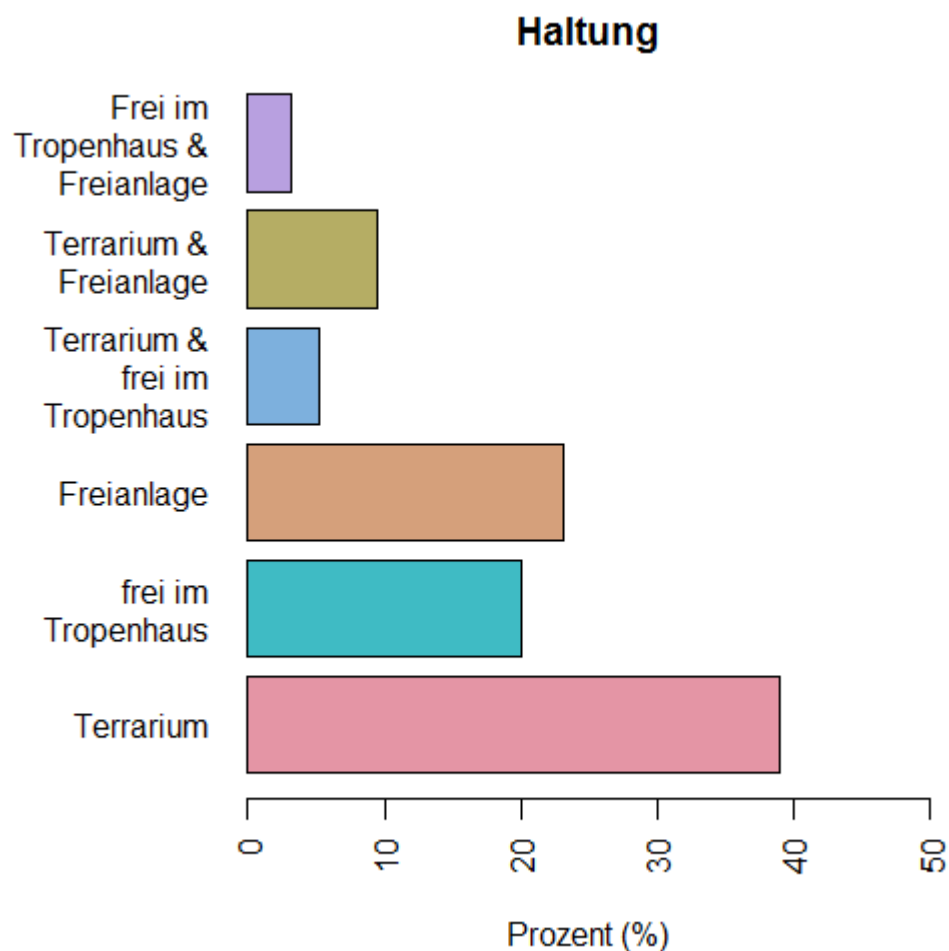


Abbildung 2: Haltungsarten in den Zoos

Wasserstellen:

Bei dieser Frage wurde nach den Wasserstellen für die einzelnen Reptilienarten gefragt. Die Zoos hatten die Antwortmöglichkeiten: „stehendes Gewässer“; „fließendes Gewässer“; „kein Gewässer“ zur Auswahl. Trinkgefäße, bei denen das Wasser regelmäßig gewechselt wird, zählen nicht als stehendes oder fließendes Gewässer. Dies wurde den Zoomitarbeitern in der einleitenden Erklärung dieser Frage erläutert. Bei dieser Frage wurden insgesamt 1102 Angaben gemacht, davon 545 Angaben (49,46%) zu stehenden Gewässern, 128 Angaben (11,62%) zu fließenden Gewässern und 391 (35,48%) Aussagen, dass es keine stehenden oder fließenden Gewässer (Trinkgefäße ausgenommen, siehe oben) in den Gehegen gibt. 23 Mal (2,09%) wurde angegeben, dass der jeweiligen Tierart sowohl stehendes als auch fließendes Gewässer zur Verfügung stehen. Bei 15 Reptilienarten (1,18%) gibt es sowohl stehendes als auch kein Gewässer. Außerdem gab es jeweils eine Aussage (0,09%), dass Reptilien mit fließendem und keinem Gewässer oder mit stehendem, fließendem und keinem Gewässer gehalten werden, wie in Abbildung 3 (Balkendiagramm) veranschaulicht.

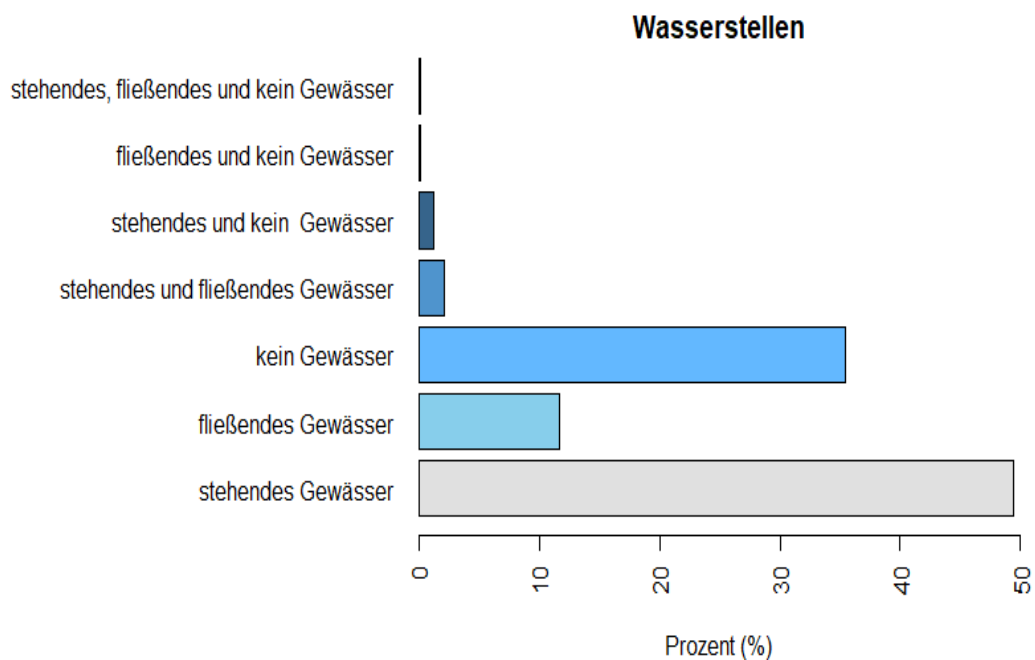


Abbildung 3: Vorhandensein von Wasserstellen bei angegebenen Reptilienarten

Wasserwechsel:

Die Zoos wurden weiter gefragt, wie oft sie bei stehendem Gewässer Wasserwechsel betreiben. Hier gab es die Antwortmöglichkeiten „1x pro Tag“; „1x pro Woche“; „alle 2 Wochen“; „seltener als alle 2 Wochen“. Hatten Zoos zwei oder mehr unterschiedliche Antworten bei einer Tierart angegeben, wurde das kürzeste

Intervall gewählt. Gab ein Zoo beispielsweise an, dass er bei *Pogona vitticeps* (streifenköpfige Bartagame) einmal pro Tag und einmal pro Woche einen Wasserwechsel vornahm, wurde nur der Wert „1x pro Tag“ verwendet. 34 der Zoos (85% aller teilnehmenden Zoos) machten teilweise bei den einzelnen Tieren keine Angaben, 27 Zoos (67,55% aller teilnehmenden Zoos) gaben als Antwort, dass einmal pro Tag das Wasser gewechselt wird. 28 Zoos (70% aller teilnehmenden Zoos) machten die Aussage, dass das stehende Wasser einmal pro Woche gewechselt wird, 10 der Zoos (25%) gaben an, dass sie einen Wasserwechsel alle zwei Wochen durchführen, 19 (47,5%), dass der Wasserwechsel seltener als alle zwei Wochen durchgeführt wird. Die unterschiedlichen Zahlen ergeben sich aus der Möglichkeit, dass die Zoos ihre Angaben pro Tierart machen konnten. Daher ergibt sich ein Balkendiagramm, das sich nicht auf die 40 Zoos bezieht, sondern auf die Summe der Angaben (Abbildung 4). Bei dieser Abbildung beträgt „keine Angabe“ also 28,81%, „einmal pro Tag“ 22,88%, „einmal pro Woche“ 23,73%, alle 2 Wochen 8,47% und „seltener als alle 2 Wochen“ 16,1%.

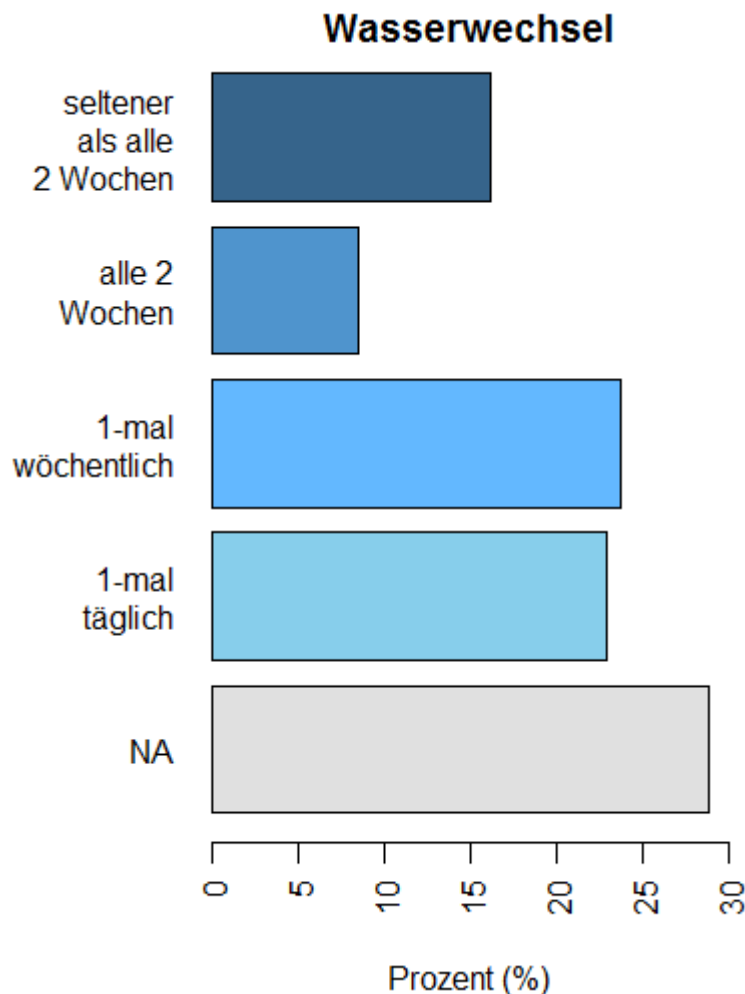


Abbildung 4: Häufigkeit des Wasserwechsels in den Zoos (unterschiedliche

Angaben je Tierart möglich)

NA = keine Angabe

Herkunft der Tiere:

Bei dieser Frage wurde nach der Herkunft der einzelnen Reptilienarten gefragt. Dabei konnten die Zoos zwischen den Antworten „Import“; „deutsche Nachzucht“; „unbekannt“ wählen. Hier wurden insgesamt 1172 Angaben gemacht, davon wurden 111 (9,47%) Tiere als importiert angegeben. 579 von 1172 (49,4%) waren deutsche Nachzuchten, 394 (33,62%) waren unbekannt in ihrer Herkunft. 31 Reptilienarten (2,65%) waren teilweise importiert und teilweise deutsche Nachzuchten. Es gab außerdem sieben Angaben (0,6%), dass Tiere teilweise importiert und teilweise aus unbekannter Herkunft stammten. 46 (3,92%) der angegebenen Reptilien stammten entweder aus deutscher Nachzucht oder die Herkunft war unbekannt und vier (0,34%) stammten entweder aus deutscher Nachzucht, waren importiert oder ihre Herkunft war unbekannt. Abbildung 5 (Balkendiagramm) fasst die Ergebnisse zusammen. Abbildungen 6-9 (Säulendiagramme) schlüsseln auf, welche Angaben die einzelnen Zoos gemacht haben.

Zur Veranschaulichung wird hier noch auf die vier am meisten gehaltenen Tierarten eingegangen:

Für *Python regius* (Königspython) gab es insgesamt 24 Angaben über die Herkunft. Eine (4,17%) Angabe lautete „Import“, 16 (66,67%) lauteten „deutsche Nachzucht“, sieben (29,17%) Angaben waren „unbekannt“ und eine Angabe (4,17%) lautete: „Import“, „deutsche Nachzucht“ und „unbekannt“. Dies ist in Abbildung 10, einem Balkendiagramm, ersichtlich.

Für *Pogona vitticeps* (streifenköpfige Bartagame) gab es insgesamt 24 Angaben über die Herkunft. Hierbei waren 20 Angaben (83,33%) über „deutsche Nachzucht“ und vier Angaben (16,67%) waren bei diesen als „unbekannt“ angegeben. Dies ist in Abbildung 11, einem Balkendiagramm, sichtbar.

Bei *Iguana iguana* (Grüner Leguan) gab es insgesamt 20 Angaben über die Herkunft. Hierbei waren drei (15%) als Import angegeben, sechs (30%) als deutsche Nachzucht, 10 (50%) als unbekannt und eine als deutsche Nachzucht und unbekannt. Dies wird in Abbildung 12, einem Balkendiagramm, gezeigt.

Für *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte) wurden 18 Angaben getätigt,

davon sechsmal (33,33%) „deutsche Nachzucht“, siebenmal (38,89%) unbekannt und fünfmal (27,78%) „deutsche Nachzucht“ und „unbekannt“ (Abbildung 13, Balkendiagramm)

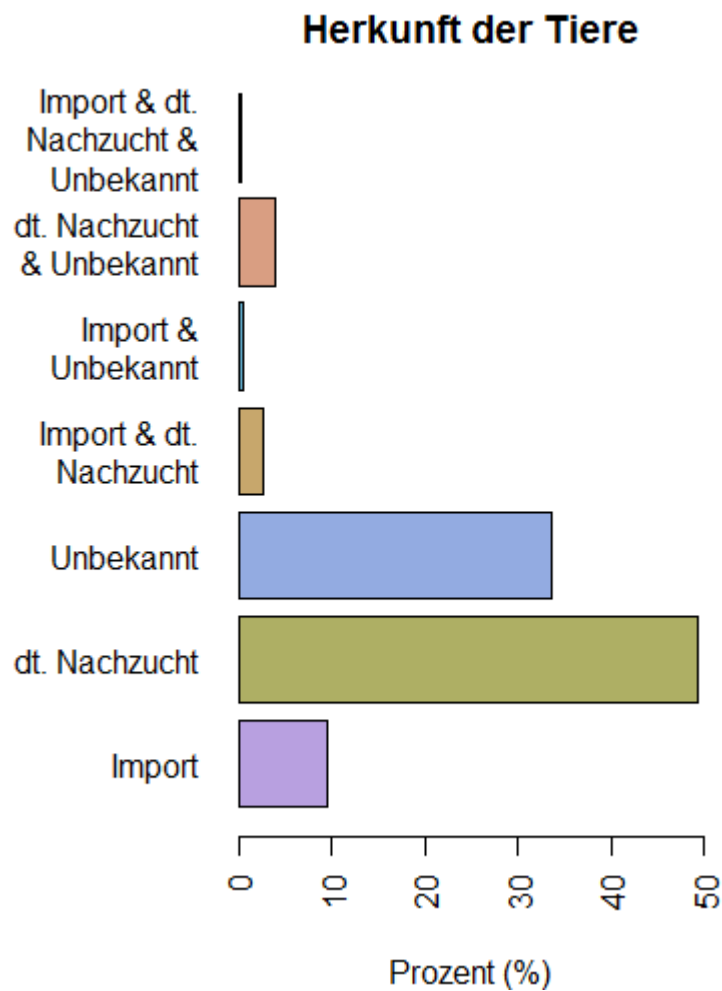


Abbildung 5: Herkunft der Tiere

dt. = deutsche

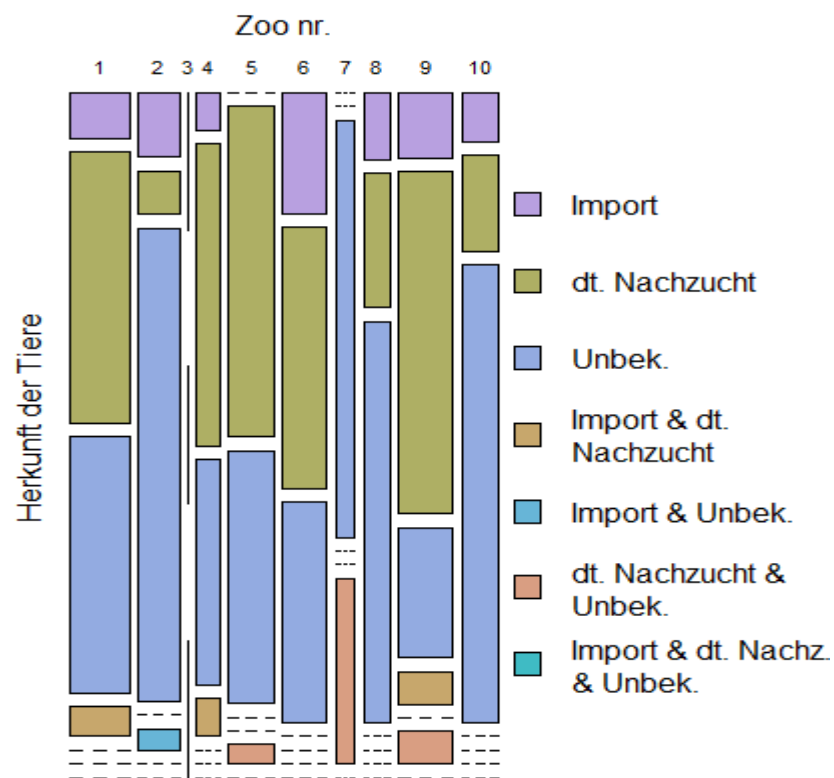


Abbildung 6: Herkunft der Tiere, Zoo 1-10

dt. = deutsche

Unbek. = Unbekannt

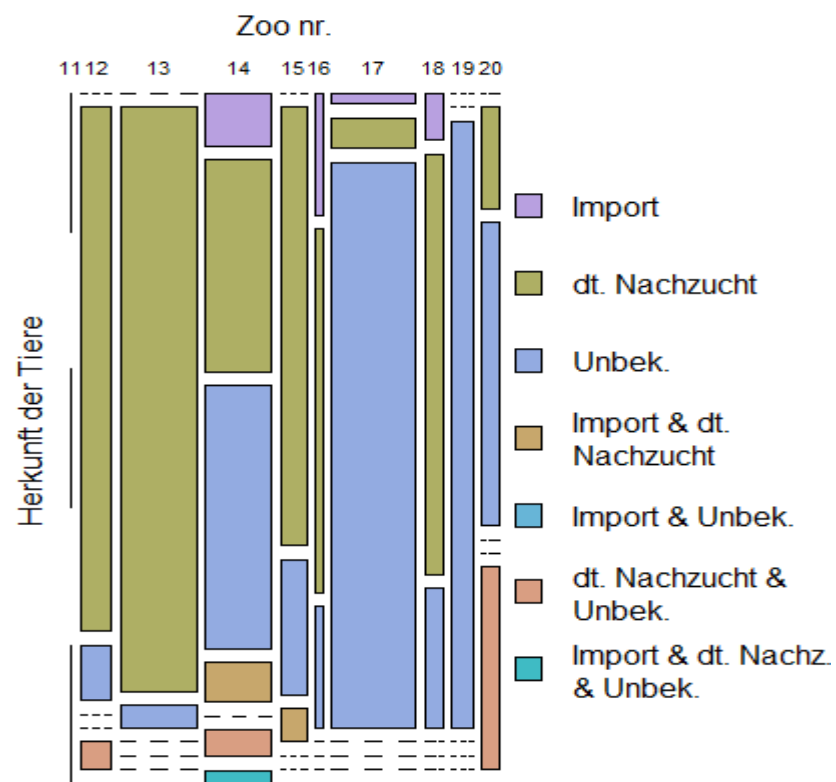


Abbildung 7: Herkunft der Tiere, Zoo 11-20

Legende siehe Abbildung 6

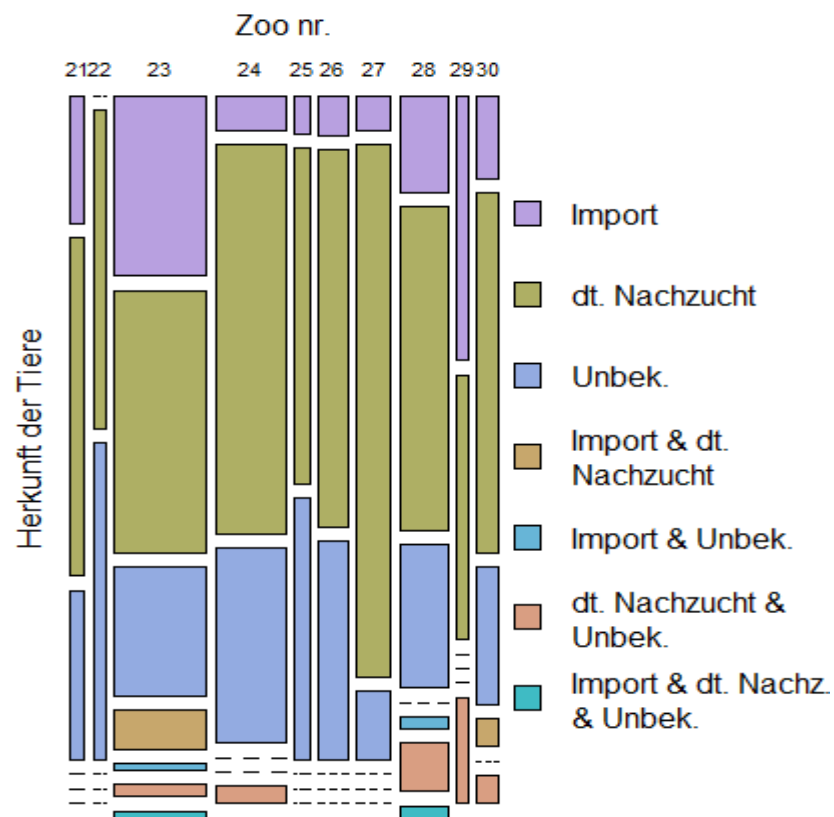


Abbildung 8: Herkunft der Tiere, Zoo 21-30

Legende siehe Abbildung 6

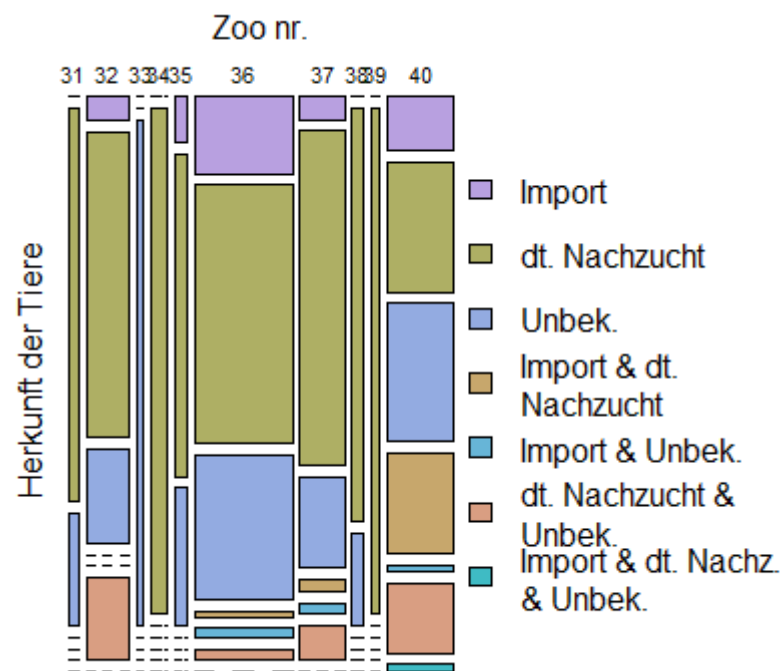


Abbildung 9: Herkunft der Tiere, Zoo 31-40

Legende siehe Abbildung 6

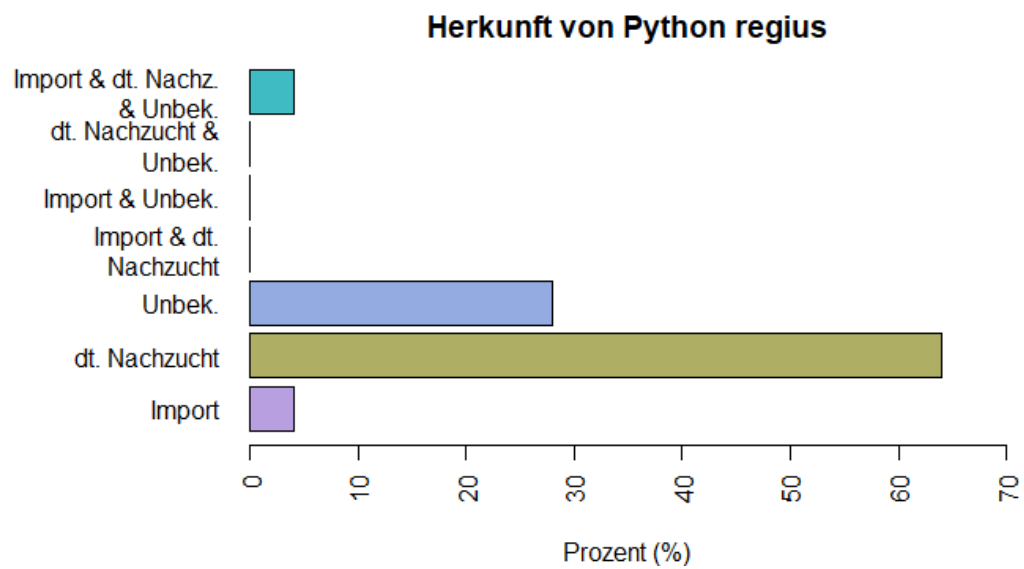


Abbildung 10: Herkunft von *Python regius* (Königspython)

Legende siehe Abbildung 6

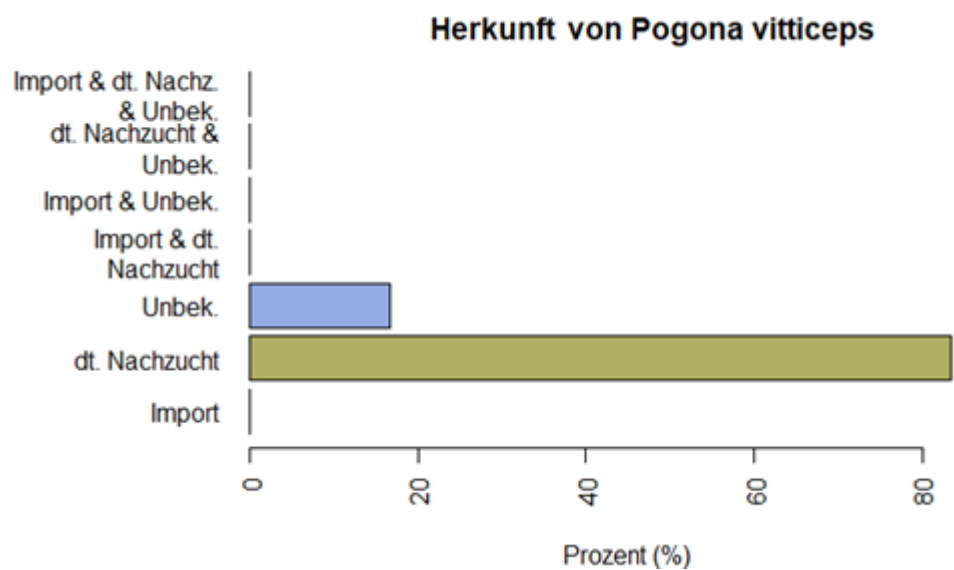


Abbildung 11: Herkunft von *Pogona vitticeps* (Streifenköpfige Bartagame)

Legende siehe Abbildung 6

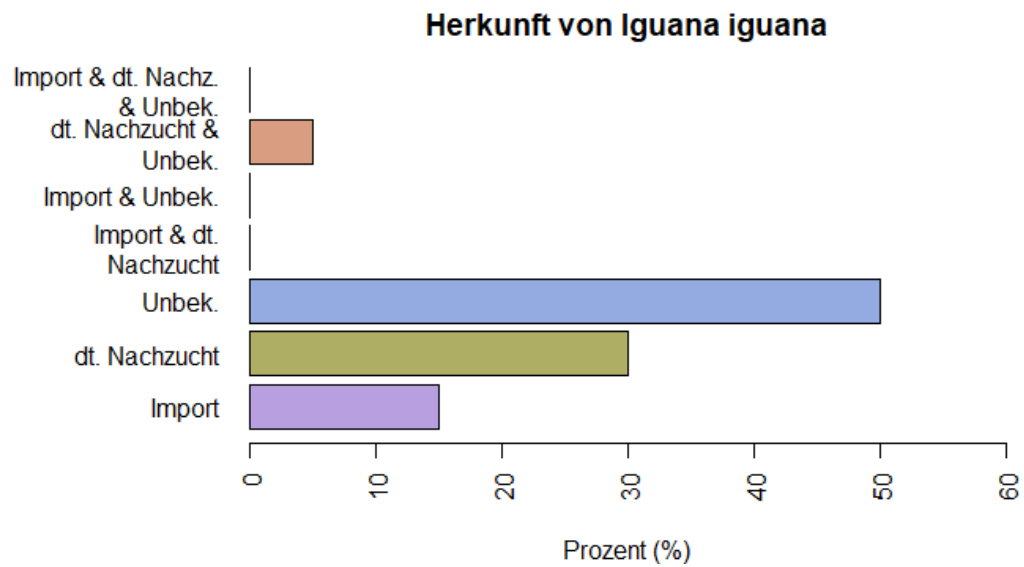


Abbildung 12: Herkunft von *Iguana iguana* (Grüner Leguan)

Legende siehe Abbildung 6

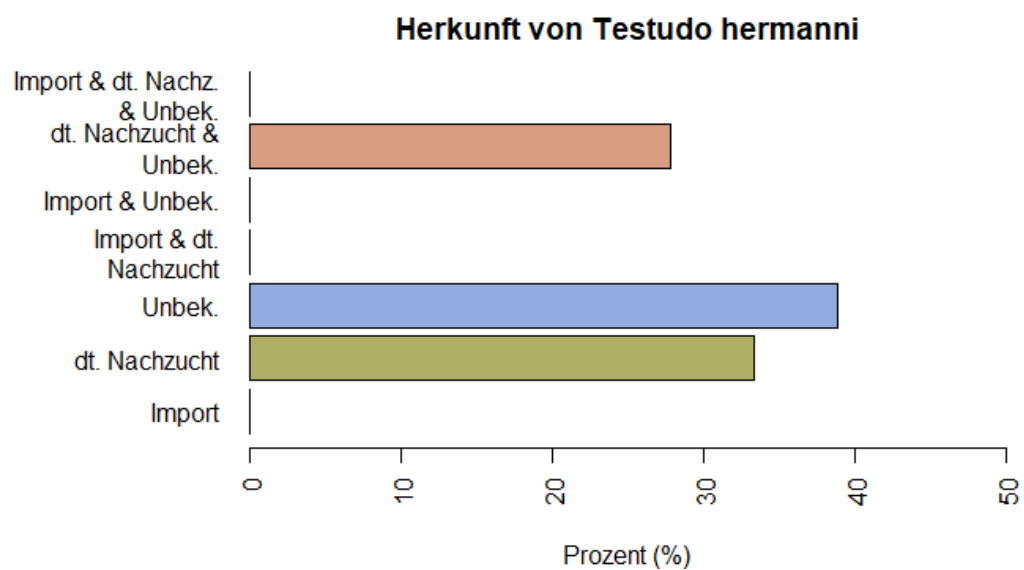


Abbildung 13: Herkunft von *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte)

Legende siehe Abbildung 6

2.3. Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten

Bei der Frage nach dem Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten hatten die Zoos die Wahl zwischen „nein“, „ja, und zwar“. Es stellte sich heraus, dass die gemeinsame Haltung von 34 Zoos (85%) praktiziert wird. Fünf Zoos (12,5%) halten Reptilien nicht mit anderen Reptilienarten zusammen. Ein Zoo (2,5%) machte keine Angabe. Dies ist in Abbildung 14, einem Tortendiagramm, ersichtlich.

Zusammenhalten mit einer anderen Reptilienart

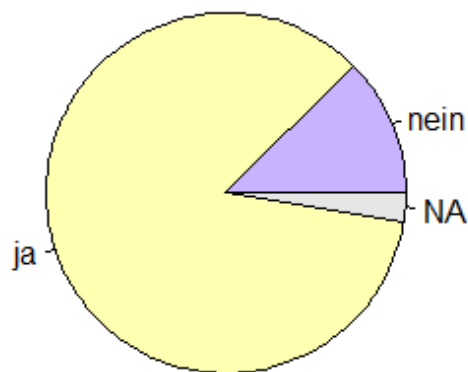


Abbildung 14: Zusammenhalten von Reptilien mit einer anderen Reptilienart

NA = keine Angabe

So halten Zoos Wickelschwanzskinke (*Corucia zebrata*) zusammen mit Anolis (keine näheren Angaben der Zoos) oder mit Zacken-Erdschildkröten (*Geomyda spengleri*) oder aber auch mit Braunen Landschildkröten (*Manouria emys*) und Scharnierschildkröten. Weiterhin werden Grüne Leguane (*Iguana iguana*) mit Köhlerschildkröten (*Chelonoidis carbonarius*) und Rotkehlanolis (*Anolis carolinensis*) oder mit Brauen-Glattstirnkaimanen (*Paleosuchus palpebrosus*), Höckerschildkröten (*Graptemys sp.*) und gewöhnlichen Schnappschildkröten (*Chelydra serpentina*) oder mit Köhlerschildkröten (*Chelonoidis carbonarius*), Höckerschildkröten (*Graptemys sp.*) und Terekay-Schienenschildkröten (*Podocnemis unifilis*) oder mit Köhlerschildkröten (*Chelonoidis carbonarius*) und Stirnlappenbasilissen (*Basiliscus plumifrons*) oder auch nur mit Köhlerschildkröten (*Chelonoidis carbonarius*) oder mit Waldschildkröten (*Chelonoidis denticulatus*)

oder mit Mississippi-Höckerschildkröten (*Graptemys pseudogeographica kohnii*) oder aber auch mit Krokodilen (keine näheren Angaben der Zoos) vereint. Streifenköpfige Bartagamen (*Pogona vitticeps*) werden in den befragten Zoos hingegen mit Fleckenwaranen (*Varanus tristis orientalis*) und Kragenechsen (*Chlamydosaurus kingii*), zweimal nur mit Kragenechsen (*Chlamydosaurus kingii*), dreimal mit Gewöhnlichen Blauzungenskinks (*Tiliqua scincoides*), einmal mit Stachelschwanzwaranen (*Varanus acanthinurus*), einmal mit Zwergbartagamen (*Pogona henrylawsoni*) und einmal mit Kragenechsen (*Chlamydosaurus kingii*), Cunninghams Dornschwanzskink (*Egernia cunninghami*), und Blauzungenskinks in einem Gehege vereint. Zusammengehalten werden außerdem Kragenechsen (*Chlamydosaurus kingii*) mit Gewöhnlichen Blauzungenskinks (*Tiliqua scinoides*), mit Gelbkehl-Schildechsen (*Gerrhosaurus flavigularis*) oder mit Gewöhnlichen Blauzungenskinks (*Tiliqua scinoides*) und Stachelschwanzwaranen (*Varanus acanthinurus*). Abgottschlangen (*Boa constrictor*) werden zusammen mit dem Tigerpython (*Python molurus*) oder mit dem Netzpython (*Python reticulatus*) gehalten. Jemen-Chamäleons (*Chamaeleo calytratus*) werden in den Zoos mit Madagaskar-Taggeckos (*Phelsuma madagascariensis*) oder mit Berberskinken (*Eumeces algeriensis*) und Spaltenschildkröten (*Malacochersus tornieri*) vereint. Außerdem werden Tokehs (*Gekko gecko*) mit Netzpythons (*Malalyopython reticulatus*) oder mit Chinesischen Weichschildkröten (*Pelodiscus sinensis*) zusammengehalten. Weiterhin erfolgt ein Zusammenhalten von Griechischen Landschildkröten (*Testudo hermanni*) mit Maurischen Landschildkröten (*Testudo graeca*), mit Vierzehen-Schildkröten (*Testudo horsfieldii*) und Breitrandschildkröten (*Testudo marginata*) oder mit Boscs Fransenfinger (*Acanthodactylus boskianus*) und Orangekehlskinken (*Mabuya macularia*). In drei Einrichtungen werden Landschildkröten (keine näheren Angaben der Zoos) in einem Gehege gehalten, zwei halten ihre Wasserschildkröten (keine näheren Angaben der Zoos) zusammen, eine von ihnen allerdings ohne Europäische Sumpfschildkröten (*Emys orbicularis*). Wasserschildkröten (keine näheren Angaben der Zoos) werden außerdem mit Kaimanen (*Caimaninae*), Bindenwaranen (*Varanus salvator*), und Buckelschildkröten (*Mesoclemmys gibba*) oder mit Stirnlappenbasilisen (*Basiliscus plumifrons*), Wasseragamen (keine näheren Angaben der Zoos) und Hausgeckos (keine näheren Angaben der Zoos) oder mit Krokodilen (keine näheren Angaben der Zoos) vereint. Pantherschildkröten (*Geochelone pardalis*) werden außerdem mit Mauergeckos

(*Tarentola mauritanica*) oder mit Strahlenschildkröten (*Astrochelys radiata*) zusammengehalten. Pantherchamäleons (*Furcifer pardalis*) leben mit Madagaskar-Taggeckos (*Phelsuma madagascariensis*) oder mit Amboina-Scharnierschildkröten (*Cuora ambionensis*) zusammen. Desweiteren werden Riesenschildkröten (keine näheren Angaben der Zoos) mit Anoli (keine näheren Angaben der Zoos), Nashornleguane (*Cyclura cornuta*) mit roten Tejus (*Salvator rufescens*), Halsbandleguane (*Crotaphytus collaris*) mit Chuckwalla (*Sauromalus ater*), Leopardgeckos (*Eublepharis macularius*) mit Kapverdenmabuyen (*Chioninia vaillantii*) oder mit Bunten Dornschwänzen (*Uromastyx ornata*), Königspythons (*Python regius*) mit Madagaskar-Hundskopfboas (*Sanzinia madagascariensis*), Chuckwalla (*Sauromalus ater*) mit Blauen Stachelleguanen (*Sceloporus cyanogenys*) und Skorpion-Krustenechsen (*Heloderma horridum*), Netzpythons (*Malalyopython reticulatus*) mit Tigerpythons (*Python molurus*), Krokodilkaimane (*Caiman crocodilus*) mit gewöhnlichen Schnappschildkröten (*Chelydra serpentina*), Vierstreifennattern (*Elaphe quatorlineata*) mit Äskulapnattern (*Zamenis longissima*), Smaragdwaranen (*Varanus prasinus*) mit schwarzen Smaragdwaranen (*Varanus biccarii*), Spaltenschildkröten (*Malacochersus tornieri*) mit Uromastyx oder mit Dornschwanzagamen (*Uromastyx dispar maliensis*), Ruineidechsen (*Podarcis siculus*) mit Mauergeckos (*Tarentola mauritanica*) oder mit gefleckten Walzenskinken (*Chalcides ocellatus*), Zwergbartagamen (*Pogona henrylawsoni*) mit Felsenwaranen, Nilwarane (*Varanus niloticus*) mit Pelomedusen-Schildkröten (*Pelomedusa suburfa*), Walzenskinke (*Chalcides ocellatus*) mit Schlankskinken (keine genaueren Angaben der Zoos), Ringelnattern (*Natrix natrix*) mit Würfelnattern (*Natrix tessellata*), Vipernattern (*Natrix maura*) mit Zauneidechsen (*Lacerta agilis*), Ritteranolis (*Anolis equestris*) mit Dosenschildkröten (*Terrapene*), Sumpfschildkröten (keine genaueren Angaben der Zoos) mit Wasseragamen (keine genaueren Angaben der Zoos), Geckos (keine genaueren Angaben der Zoos) mit Waldschildkröten (*Chelonoidis denticulatus*) und Kaimanen (*Caimaninae*), Köhlerschildkröten (*Chelonoidis carbonarius*) mit Schwarzweißen Tejus (*Salvator merianae*) und Mississippi-Alligatoren (*Alligator mississippiensis*), Streifenbasilisen (*Basiliscus vittatus*) mit Wasseragamen (keine genaueren Angaben der Zoos), Fransenschildkröten (*Chelus fimbriatus*) mit Stirnlappenbasilisen (*Basiliscus plumifrons*), Australische Wasseragamen (*Instellagama lesuerurii*) mit Spitzkopfschildkröten (keine genaueren Angaben der Zoos), Mississippi-Alligatoren (*Alligator mississippiensis*) mit Gewöhnlichen

Schnappschildkröten (*Chelydra serpentina*), Grüne Baumpythons (*Morelia viridis*) mit Savu- Pythons (*Liasis mackloti savuensis*), Riesenchamäleons (*Furcifer oustaleti*) mit Pelomedusenschildkröten (*Pelusios castaneus*), Regenbogenboas (*Epicrates cenchria*) mit Puerto Rico Boas (*Chilabothrus inornatus*), Gila-Krustenechsen (*Heloderma suspectum*) mit Stachelleguanen (keine genauen Angaben der Zoos), Glattstirnkaimane (keine genauen Angaben der Zoos) und Krötenkopfschildkröten (*Phrynops hilarii*), Spinnenschildkröten (*Pyxis arachnoides*) mit Blauschwanzmabuyen (*Trachylepis quinquetaeniata*) und Mauergeckos (*Tarentola mauritanica*), Uromastyx (keine genauen Angaben der Zoos) mit Zwerglandschildkröten (keine genauen Angaben der Zoos) und Blauschwanzmabuyen (*Trachylepis quinquetaeniata*), Felsenschildkröten (keine genauen Angaben der Zoos) mit Spaltenschildkröten (*Malacochersus tornieri*), Blaue Stachelleguane (*Sceloporus cyanogenys*) mit Gelbrandscharnierschildkröten (*Cuora flavomarginata*) und Tokehs (*Gekko gecko*), Scheltopusiks (*Pseudopus apodus*) mit Ruineneidechsen (*Podarcis siculus*), Würfelnattern (*Natrix tessellata*) mit Europäischen Sumpfschildkröten (*Emys orbicularis*), Vietnamesische Goldgeckos (*Gekko badenii*) mit Nackenstachlern (*Acanthosaura sp.*), Siedleragamen (*Agama agama*) mit Spaltenschildkröten (*Eumeces algeriensis*), Berberskinken (*Eumeces schneideri*) und Dornschwanzagamen (keine genauen Angaben der Zoos) zusammengehalten. Alle Riesenschlangen (keine genauen Angaben der Zoos) werden außerdem in einem Zoo vereint, genauso wie alle Europäischen Schildkröten (keine genauen Angaben der Zoos).

2.4. Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen

Bei der Frage nach dem Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen hatten die Zoos die Wahl zwischen „keinem Zusammenhalten mit anderen Tierklassen“; „Zusammenhalten mit Vögeln“; „mit Säugetieren“; „mit Amphibien“; „mit Fischen“ oder mit „Sonstigem“. Sie konnten dabei mehr als eine Wahl treffen. Es stellte sich heraus, dass 11 Zoos (28,21% aller Zoos, die diese Frage beantwortet haben) Reptilien nicht mit anderen Tierklassen halten. Neun Zoos (23,08%) halten Reptilien mit einer anderen Tierklasse, sechs Zoos (15,38%) mit zwei anderen Tierklassen, sechs Zoos (15,38%) mit drei anderen Tierklassen, sieben Zoos (17,95%) mit vier anderen Tierklassen. Ein Zoo hat diese Frage nicht beantwortet und wurde deshalb in die Auswertung dieser Frage nicht mit einbezogen. Abbildung 15, ein Balkendiagramm, verdeutlicht die

Zusammenhänge.

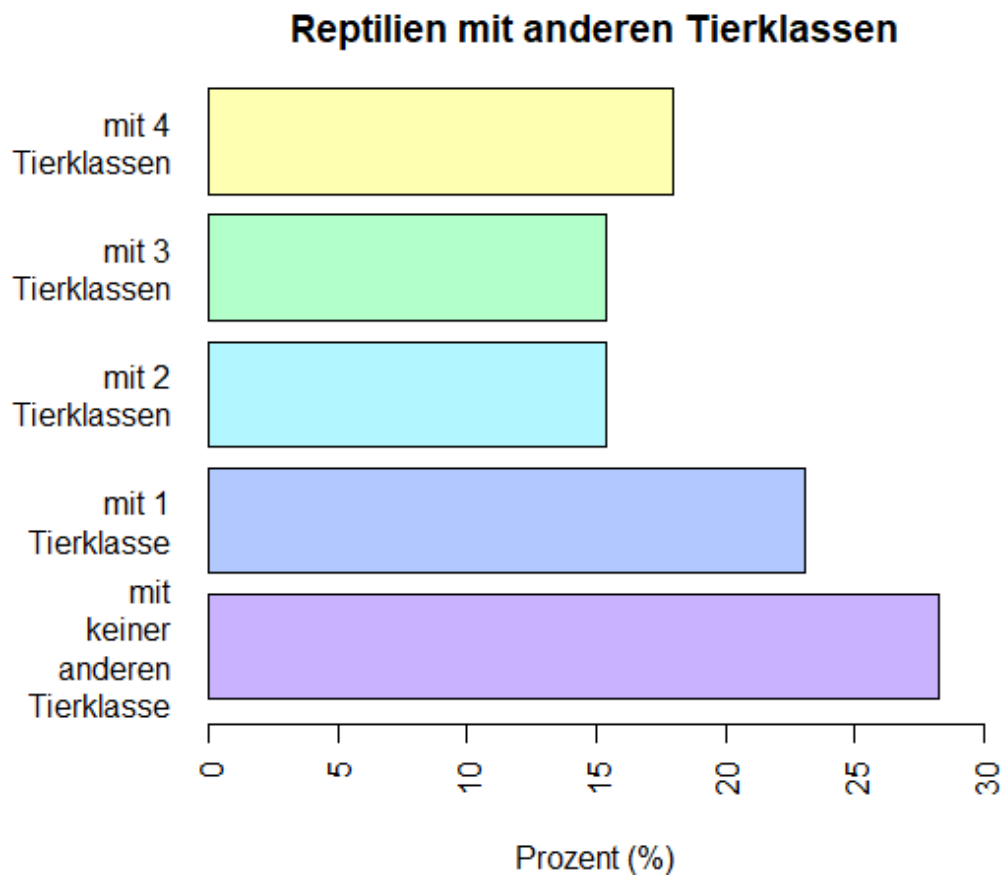


Abbildung 15: Gemeinsame Haltung von Reptilien mit anderen Tierklassen, Anzahl der Tierklassen

Abbildungen 16-18 (Balkendiagramme) zeigen, in welcher Häufigkeit Reptilien mit welchen Tierklassen zusammengehalten werden. Dabei gaben 11 (27,5%) der teilnehmenden Zoos an, Reptilien nicht mit anderen Tierklassen zu halten. Vier (10%) der Zoos halten die Reptilien mit Fischen. Ein Zoo (2,5%) machte die Aussage, dass Reptilien und Amphibien in einem Gehege gehalten werden. Ebenso gab ein Zoo (2,5%) an, dass sie ihre Reptilien teilweise mit Amphibien und Sonstigem halten. Zwei Zoos (5%) gaben an, ihre Reptilien teilweise mit Amphibien und mit Fischen zu halten. Ebenso gaben zwei Zoos (5%) an, ihre Reptilien mit Säugetieren zu halten. Zwei der teilnehmenden Einrichtungen machten die Aussage, ihre Reptilien mit Säugetieren, Amphibien und Fischen zu halten. Drei Zoos (7,5%) halten Reptilien nur mit Vögeln zusammen, ein Zoo (2,5%) hält Reptilien mit Vögeln und Fischen in einem Gehege. Ein Zoo (2,5%)

vereint Reptilien mit Vögeln, Amphibien und Fischen, ein Zoo (2,5%) tut dies mit Vögeln, Amphibien, Fischen und anderen Tierklassen. Zwei Zoos (5%) halten Reptilien mit Vögeln und mit Säugetieren. Vögel, Säugetiere und Fische werden von drei Zoos (7,5%) zusammen mit Reptilien gehalten. Zusammen mit Vögeln, Säugetieren, Amphibien und Sonstigem werden Reptilien von einem weiteren Zoo (2,5%) vereint. Fünf Zoos (12,5%) halten Reptilien mit Vögeln, Säugetieren, Amphibien und Fischen zusammen. Folgende Angaben wurden bei Sonstigem außerdem getätigt: Kontakt zu einheimischen Vögeln und Insekten möglich; Zusammenhalten mit Schmetterlingen; Reptilien und Wirbellose (Madagaskar-Natter & Landeinsiedlerkrebse).

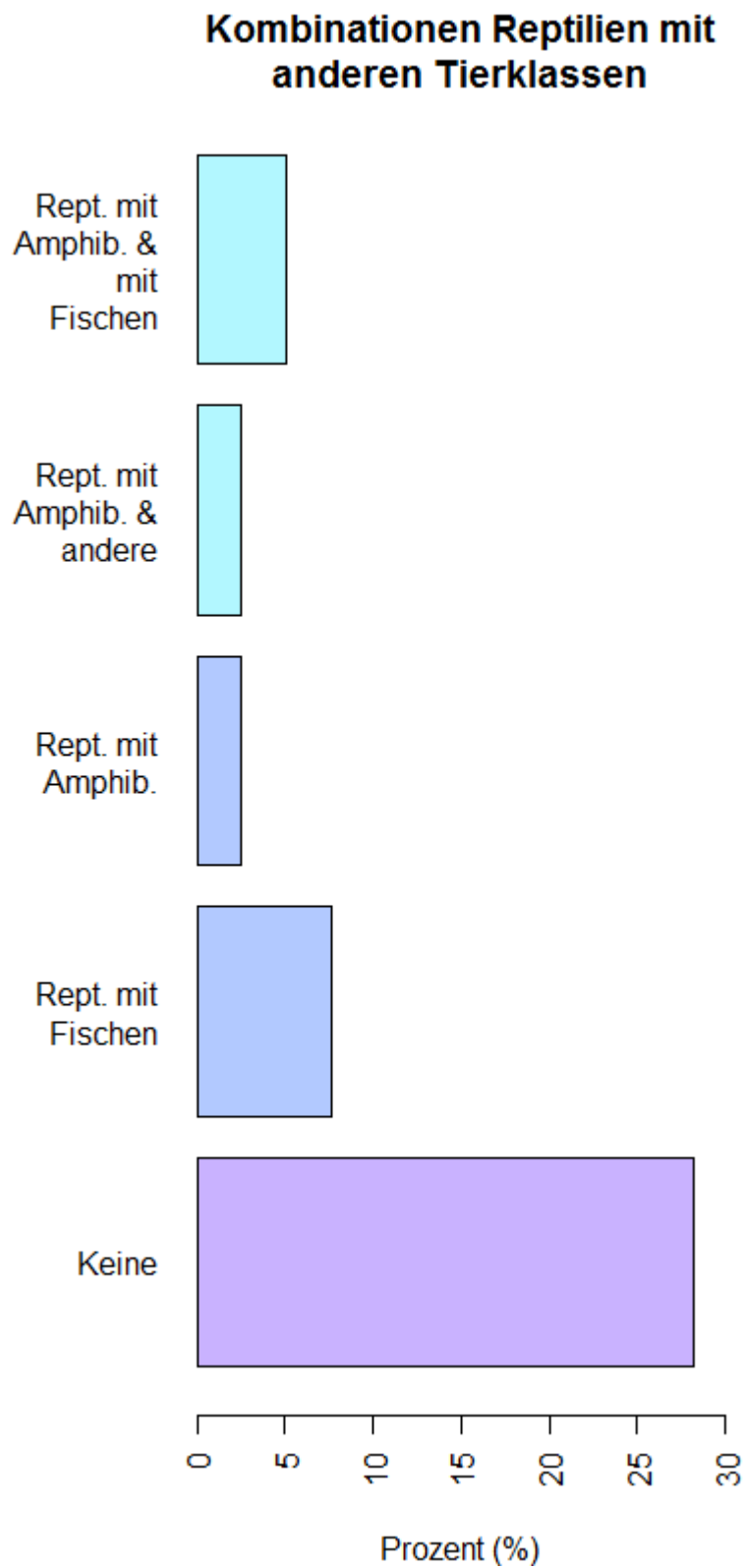


Abbildung 16: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen, 1

Rept. = Reptilien, Amphib. = Amphibien, Säuget. = Säugetiere, Keine = kein Zusammenhalten mit anderen Tierklassen



Abbildung 17: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen, 2

Abkürzungen siehe Abbildung 11

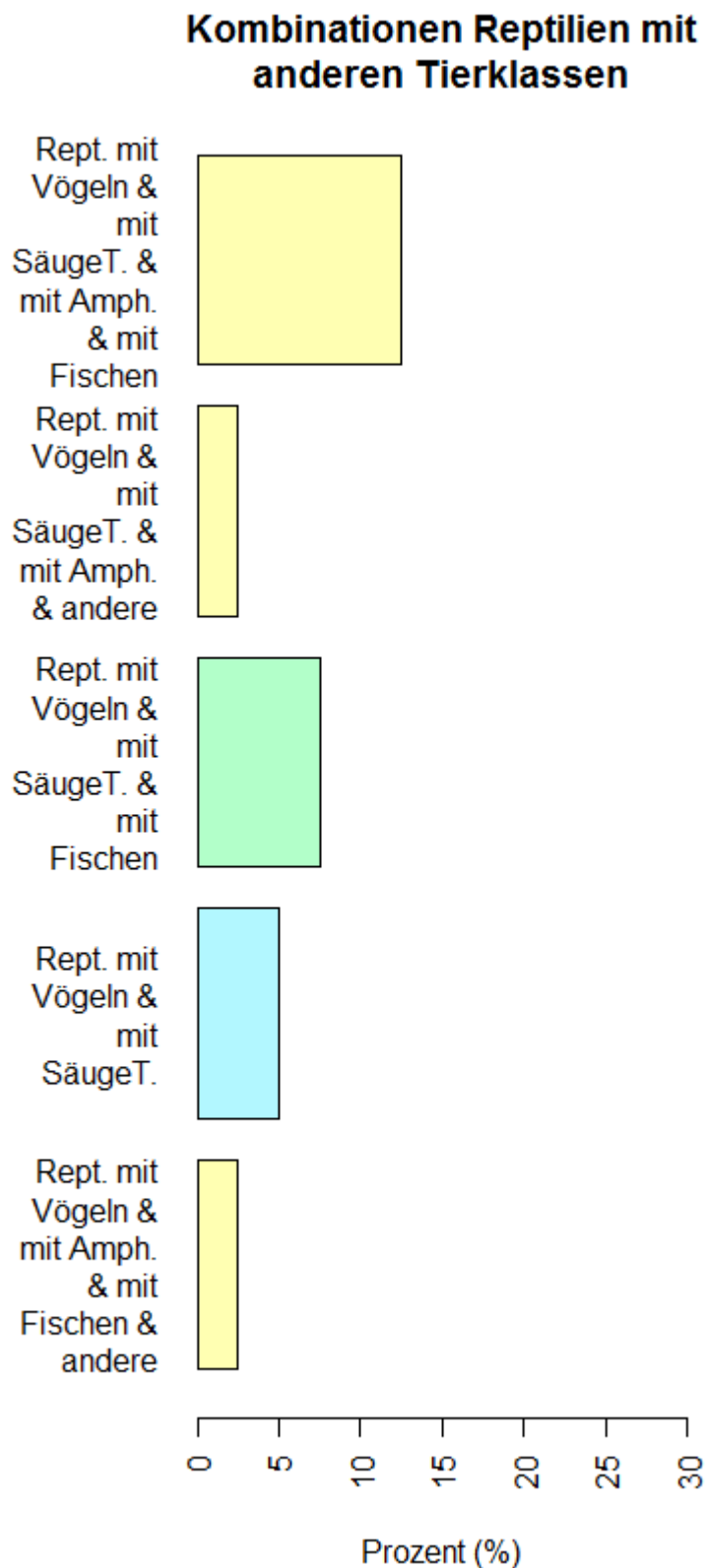


Abbildung 18: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen, 3

Abkürzungen siehe Abbildung 11

2.5. Auftreten von parasitär-bedingten Erkrankungen bei Reptilien

Bei allen parasitär-bedingten Erkrankungen wurde gefragt, ob die Parasiten im Bestand schon aufgetreten sind und, wenn ja, bei welcher Reptilienart, bei wie

vielen Individuen und ob die Krankheit letal verlaufen ist.

Haemogregarina sp. (Familie Haemogregarinidae)

33 der 40 teilnehmenden Zoos (82%) gaben an, bei Reptilien noch keine Problematik mit *Hämogregarina sp.* gehabt zu haben. Zwei Zoos (5%) hatten bereits Probleme mit *Hämogregarina sp.*, wobei bei einem Zoo zwei *Takydromus sexlineatus* (Sechsstreifige Langschwanzzeichse) betroffen waren und der Krankheitsverlauf laut Angabe des Zoos letal endete. In einem anderen Zoo trat die Infektion bei vier *Laticauda laticauda* (Gewöhnlicher Plattschwanz) auf, wobei sie bei diesen vier Tieren laut Angabe des Zoos ebenso tödlich verlief. Fünf der Zoos (12,5%) machten bei dieser Frage keine Aussage.

Hepatozoon sp. (Familie Haemogregarinidae):

Hepatozoon sp. ist bei 30 der 40 teilnehmenden Zoos (75%) bisher noch nicht nachgewiesen worden. Ein Zoo gab an, dass *Hepatozoon sp.* bei einer *Gongylophis colubrinus loveridgei* (Kenia-Sandboa) auftrat und bei dieser laut Angabe des Zoos letal war. Ein weiterer Zoo gab an, dass *Hepatozoon sp.* bei ihm bei zwei *Laticauda colubrina* (Nattern-Plattschwanz) aufgetreten und auch hier laut Angabe des Zoos letal war. Demnach ist *Hepatozoon sp.* bei 5% der teilnehmenden Zoos bereits vorgekommen. Acht Zoos (20%) machten bei dieser Frage keine Angaben.

Karyolysus sp. (Familie Haemogregarinidae)

Karyolysus sp. ist bei 32 der teilnehmenden Zoos (80%) laut deren Aussage noch nicht vorgekommen, acht Zoos (20%) machten hierzu keine Angabe.

Plasmodium (Familie Haemosporina)

31 der Zoos (78%) gaben bei diesem Blutparasiten an, dass er bei ihnen bisher noch nicht bei Reptilien aufgetreten ist. Ein Zoo (2,5%) gab an, dass es vorgekommen ist, beantwortete aber nicht die Fragen nach Tierart und Letalität. Acht Zoos (20%) machten hier keine Aussage.

Sauroleishmania (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)

28 Zoos (70%) verneinten, dass bei ihren Reptilien bereits *Sauroleishmania* aufgetreten sind. Bei einem Zoo (2,5%) waren sie bei Landschildkröten registriert worden. Wie viele Tiere betroffen waren und ob die Krankheit letal verlief, wurde allerdings nicht angegeben. 11 Zoos (28%) trafen bei dieser Frage keine Aussage.

Trypanosoma (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida):

28 der Zoos (70%) gaben an, noch keinen Befall mit Trypanosomen bei ihren Reptilien verzeichnet zu haben, 12 Zoos (30%) machten keine Aussage hierzu.

Filarien:

27 der teilnehmenden Zoos (68%) hatten bei ihren Reptilien noch keine Probleme mit Filarien. Vier Zoos (10%) gaben an, schon Probleme mit Filarien gehabt zu haben. Bei einem Zoo (2,5%) waren sie bei vier *Atheris squamigera* (Blattgrüne Buschviper) aufgetreten. Dieser Zoo machte keine Angabe zur Letalität. Außerdem waren zwei *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte) mit Filarien befallen. Hier war der Verlauf teilweise letal. Ein Zoo (2,5%) gab an, dass Filarien in seinem Bestand bei *Uroplatus finiavana* (Plattschwanzgecko) und auch bei *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) diagnostiziert wurden und die Krankheit letal verlief. Zuletzt sind Filarien noch in einem Zoo (2,5%) bei *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) aufgetreten. Dieser Zoo machte bezüglich der Anzahl der Tiere und der Letalität keine Angaben.

2.6. Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung nach Einschätzung der Zoomitarbeiter

Die Frage, die als nächstes gestellt wurde, lautete: „Für wie wichtig halten Sie die Vektorenbekämpfung bei Reptilien allgemein in Zoos?“ Als Antwortmöglichkeiten gab es: „nicht wichtig“, „wenig wichtig“, „mittelmäßig wichtig“, „wichtig“, „sehr wichtig“. Die Frage wurde von 39 der 40 teilnehmenden Zoos beantwortet. Ein Zoo (2,5%) machte hier keine Angabe. Von den 39 Zoos haben fünf (12,5%) die Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung als „wenig wichtig“ eingeschätzt, 13 (32,5%) haben sie als „mittelmäßig wichtig“, 13 (32,5%) als „wichtig“ und acht (20%) als „sehr wichtig“ eingeschätzt (siehe Abbildung 19, Balkendiagramm). Die Antwort „nicht wichtig“ wurde von keinem Zoo ausgewählt.

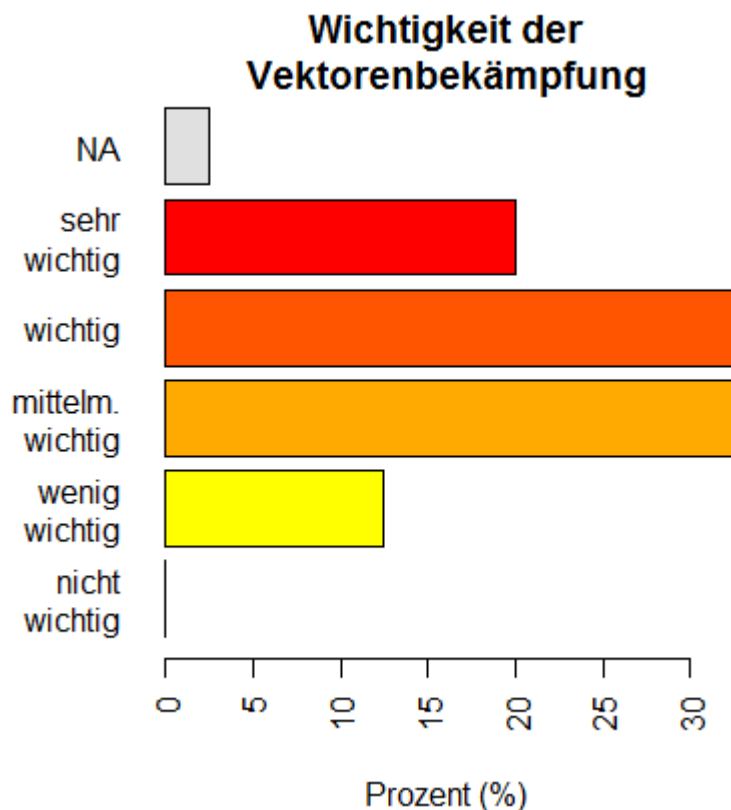


Abbildung 19: Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung

Nach Einschätzung der Zoomitarbeiter

NA = keine Angabe

2.7. Probleme mit Vektoren (Milben, Zecken, Stechmücken, Blutegel)

Die nächste Frage lautete: „Haben Sie bei Reptilien bekannte Probleme mit a) Milben b) Zecken c) Stechmücken d) Blutegeln?“ Hierbei handelte es sich zunächst um eine Frage, die mit „ja“ oder „nein“ beantwortet werden konnte. Falls die Zoos eine der Fragen mit „ja“ beantworteten, konnten sie zusätzlich noch angeben, welche Maßnahmen ergriffen werden. Hier hatten sie bei Milben, Zecken und Blutegeln die Wahl zwischen „Chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“; „Untersuchung von Neuzugängen und mechanische Entfernung“; „Untersuchung von Neuzugängen und chemische Behandlung zur Minimierung“; „Sonstiges“; „Keine Maßnahmen zur Minimierung“. Falls sie ein Stechmückenproblem bejaht hatten, standen folgende weiterführende Antwortmöglichkeiten zur Auswahl: „Insektenfallen“; „Chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“; „Sonstiges“; „Keine Maßnahmen zur Minimierung der Stechmücken“. Hier gaben 26 Zoos (65%) an, Probleme zu haben und 14 (35%), mit Vektoren noch nicht zu tun gehabt zu haben.

In Abbildung 20, einem Balkendiagramm, sind die einzelnen Vektoren-Arten ihrer

Häufigkeit nach aufgeschlüsselt. Stechmücken alleine traten demnach nur in einem Zoo (2,5%) auf, nur Milben in 19 (47,5%), Milben und Stechmücken in zwei (5%) und Milben und Zecken in vier Zoos (10%).

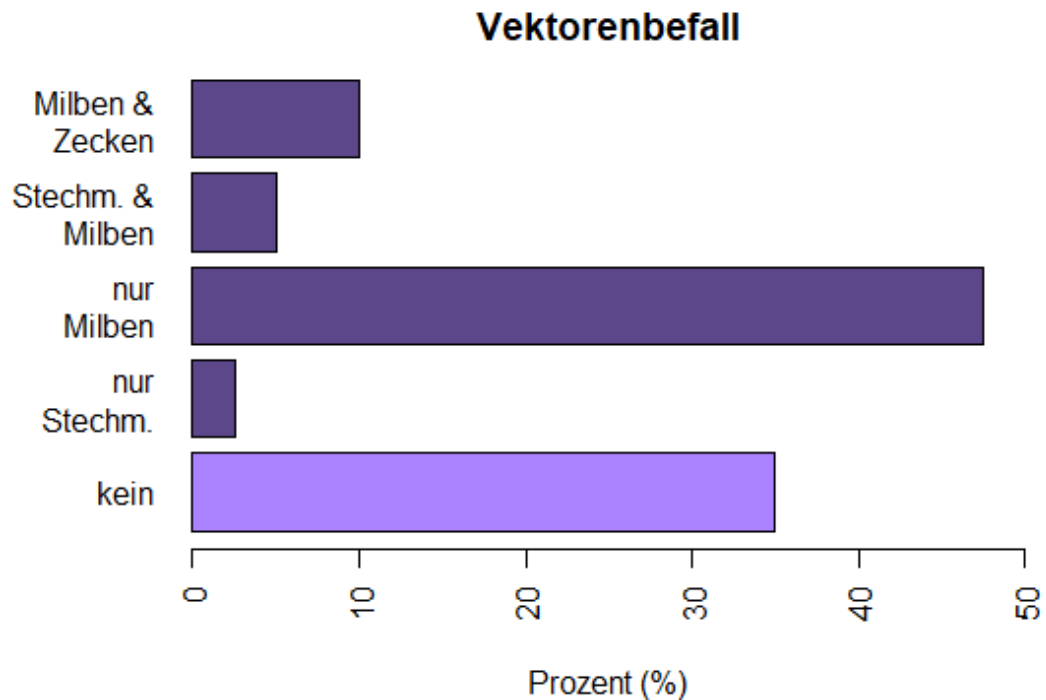


Abbildung 20: Verhältnisse der unterschiedlichen Vektoren

Stechm.: Stechmücken

Von den 25 Zoos, die angaben, bereits Probleme mit Milben gehabt zu haben, gaben neun (36%) an, mit chemischen Maßnahmen/medikamentöser Behandlung und der Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Milben zu reagieren. Fünf der 25 Zoos (20%) führen zur Behandlung von Milben nur chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlungen durch und drei (12%) gaben an, chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlungen, Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Milben sowie Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Milben durchzuführen. Ein Zoo (4%) gab ausschließlich „Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Milben“ zur Antwort. Ein Zoo (4%) machte die Aussage, dass er als Behandlung der Milben „Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Milben“ und „Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Milben“ durchführt. Zwei Zoos (8%) gaben bei dieser Frage an: „Chemische

Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“, „Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Milben“ und „Sonstiges“. Zwei Zoos (8%) gaben als Antwort: „Chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“ und „Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Milben“. Zwei Zoos gaben bei der Behandlung der Milben die Antworten: „Chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“, „Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Milben“, „Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Milben“ sowie „Sonstiges“.

Bei den Zoos, die „Sonstiges“ wählten, wurde schriftlich ergänzt: 1. gründliches Abspülen in warmem Wasser, 2. Umgebungsbehandlung mit Fipronil und Phoxim, 3. Quarantäne von Neuzugängen, 4. Behandlung des Terrariums mit Ardap®-Spray und Frontline® zur Behandlung des Tieres.

Bezüglich der Zecken gaben vier Zoos an, schon Probleme bei Reptilien gehabt zu haben. Ein Zoo (25% dieser vier Zoos bzw. 2,5% aller teilnehmenden Zoos) führt hier eine Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Zecken durch und gibt als Zusatzangabe „nur im Freigehege“. Ein Zoo (25% dieser vier Zoos und 2,5% aller teilnehmenden Zoos) machte die Aussage: „Chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“ und „Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Zecken“. Ein Zoo (25% dieser vier Zoos und 2,5% aller teilnehmenden Zoos) führt „chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“ und „Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Zecken“ durch. Ein weiterer Zoo (25% dieser vier Zoos, 2,5% aller teilnehmenden Zoos) gab die Angabe: „chemische Maßnahmen/medikamentöse Behandlung“, „Untersuchung von Neuzugängen mit mechanischer Entfernung von Zecken“, „Untersuchung von Neuzugängen mit chemischer Behandlung zur Minimierung von Zecken“ und „Sonstiges“. Zu „Sonstiges“ wurde von diesem Zoo ergänzt: „Umgebungsbehandlung mit Fipronil und Phoxim“.

Bei den Stechmücken gaben zwei von den drei Zoos (66,67% dieser 3 Zoos und 7,5% aller teilnehmenden Zoos) an, hier keine Maßnahmen zur Minimierung der Stechmücken durchzuführen. Ein Zoo (33,33% der 3 Zoos und 2,5% aller teilnehmenden Zoos) gab unter Sonstiges: „BTI“ an.

2.8. Durchführung der Quarantäne

Die Frage, ob die Zoos bei neu angeschafften Reptilien eine Quarantäne durchführen, wurde von fünf Zoos (12,5%) verneint und von 34 Zoos (85 %) bejaht. Ein Zoo (2,5%) machte dazu keine Angaben (Abbildung 21, Tortendiagramm).

Durchführung der Quarantäne

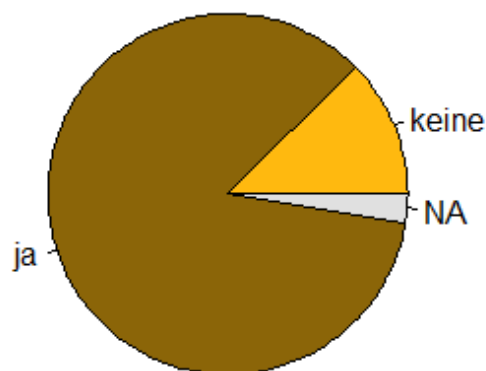


Abbildung 21: Durchführung der Quarantäne in den Zoos

Keine = Zoos gaben an, dass bei ihnen bei Reptilien keine Quarantäne durchgeführt wird

ja = Zoos gaben an, dass bei ihnen bei Reptilien eine Quarantäne durchgeführt wird

NA = Zoo machte keine Angabe zu dieser Frage

Quarantänedauer:

Von den 34 Zoos, die eine Quarantäne durchführen, gaben fünf (14,71% der Zoos, die eine Quarantäne durchführen) eine Zeitangabe von zwei bis vier Wochen an. Von diesen gab ein Zoo einen Zeitraum von zwei bis vier Wochen an. Ein anderer schrieb, dass die Quarantäne ca. zwei Wochen dauere, wobei die konkrete Dauer von den durchgeführten Untersuchungen abhängt, die in diesem speziellen Fall aus Kotuntersuchung auf Parasiten sowie der Bakteriologie bestehen. Ein befragter Zoo antwortete, dass die Quarantäne dort mindestens zwei und bis zu vier Wochen dauerte, abhängig von der jeweiligen Art und je nachdem, wie der Vorbericht ausgefallen ist. Ein anderer Zoo gab an, dass die Quarantäne zwei bis vier Wochen dauere, aber auch länger dauern kann, was von den jeweiligen Befunden abhängt.

Der letzte Zoo, der bei der Quarantänezeit im Zeitraum von zwei bis vier Wochen lag, gab drei Wochen an.

14 der 34 Zoos (41,18%), die Quarantäne durchführen, gaben eine Dauer von ca. vier bis sechs Wochen an. Davon gaben acht Zoos einen Zeitraum von vier Wochen bzw. 30 Tagen an. Einer dieser Zoos machte die Anmerkung, dass eine längere Quarantänezeit leider nicht durchführbar ist. Ein weiterer gab eine Zeitangabe von vier bis fünf Wochen an, drei Zoos vier bis sechs Wochen. Ein anderer schrieb, dass die Quarantänezeit mindestens 30 Tage beträgt. Leider machte er keine Angabe über die maximale Quarantänezeit. Ein letzter Zoo machte die Aussage, dass die Quarantänezeit von Reptilien dort vier bis acht Wochen beträgt.

Fünf Zoos (14,72% von den 34 Quarantäne durchführenden Zoos) gaben einen Quarantänezeitraum von sechs bis acht Wochen an. Drei von ihnen schrieben, dass die Quarantänedauer sechs Wochen beträgt, wobei ein Zoo anmerkte, dass Landschildkröten mit einer Quarantänezeit von bis zu sechs Monaten hier eine Ausnahme darstellen. Zwei der Zoos gaben einen Zeitraum von sechs bis acht Wochen an.

Ein Zoo meldete eine Quarantänezeit von acht Wochen, ein anderer 60 Tage und ein dritter machte eine Zeitangabe von mindestens drei Monaten.

Einige Zoos verzichteten komplett auf zeitliche Angaben und schrieben stattdessen, von was die Quarantänedauer bei Reptilien abhängig ist. So gab es Aussagen, dass die Dauer von der Herkunft und Art der Tiere abhängt und dass die Quarantäne dann beendet wird, wenn der Tierarzt feststellt, dass die Tiere frei von Endo- und Ektoparasiten sind oder Kotproben negativ sind, wobei Schildkröten sechs Monate in Quarantäne sind (hier wird eine zweimalige Blutuntersuchung auf Herpesvirus am Anfang und am Ende der Quarantänezeit durchgeführt), dass die Dauer tierartlich unterschiedlich ist je nach den durchgeführten Untersuchungen, dass die Weile der Quarantäne abhängig von Art und Herkunft mit im Herkunftsbestand mitgebrachten Untersuchungen ist, die Dauer aber mindestens so lange ist, bis alle eigenen Befunde eingegangen sind. Außerdem gaben zwei Zoos an, dass sie die Tiere so lange in Quarantäne halten, bis eine negative koprologische Untersuchung vorliegt.

In Abbildung 22 (Balkendiagramm) werden die Angaben der Zoos, die einen Quarantänezeitraum in Wochen genannt haben, in prozentualen Anteilen, bezogen

auf alle Zoos, die Angaben zur Quarantänedauer gemacht haben, dargestellt. Hier kommt man auf einen Durchschnittswert von 5,39 Wochen.

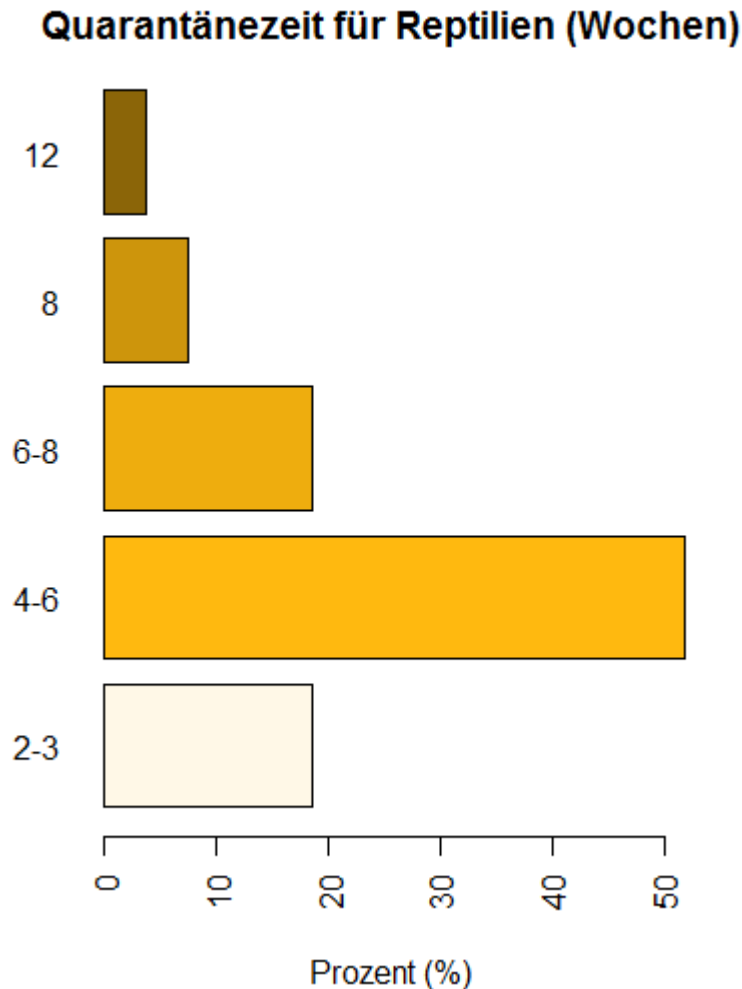


Abbildung 22: Dauer der Quarantäne

Ausnahme der Quarantäne:

Bei diesem Punkt wurde gefragt, ob es Ausnahmen gibt, in denen bei Reptilien keine Quarantäne durchgeführt wird. 18 Zoos (45% aller teilnehmenden Zoos) gaben an, dass bei ihnen keine Ausnahmen gemacht werden. 17 Zoos (42,5% aller teilnehmenden Zoos) gaben an, dass es Ausnahmen gibt. Fünf Zoos machten hier keine Angabe (12,5%), wobei es sich bei ihnen um die fünf Zoos handelte, die ohnehin keine Quarantäne durchführen. Diese Frage hat ein Zoo mehr beantwortet, als die Frage nach der Durchführung und Dauer einer Quarantäne. Hierbei handelt es sich um den Zoo, der bei diesen beiden Fragen keine Angaben gemacht hat. Die Zusammenhänge werden in Abbildung 23, einem Tortendiagramm, deutlich.

Ausnahmen der Quarantäne

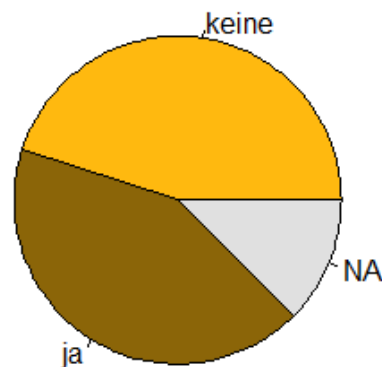


Abbildung 23: Ausnahmen der Quarantäne

keine = bei diesen Zoos gibt es keine Ausnahme der Quarantäne bei Reptilien

Ja = bei diesen Zoos gibt es Ausnahmen der Quarantäne bei Reptilien

NA = Zoos, die hier keine Angaben machten

Die Zoos gaben unterschiedliche Gründe für die Ausnahmen, in denen keine Quarantäne bei Reptilien durchgeführt wird, an. So gaben zwei Zoos an (11,76% der Zoos, die eine Ausnahme machen), dass sie bei Tieren, die aus einem Balai zertifizierten Betrieb stammen, keine Quarantäne durchführen. Vier Zoos (23,53%) gaben an, dass sie eine Ausnahme machen, wenn es aufgrund der Größe der Tiere keine Möglichkeit für die Realisierung einer Quarantäne gibt. Einer dieser vier Zoos machte außerdem die Aussage, dass er es nicht nur von der Größe des Tieres abhängig macht, sondern auch davon, ob das Tier vor der Ankunft in den Zoo bereits in Quarantäne war. Eine Einrichtung, die die Ausnahme von der Größe des Reptils abhängig macht, ergänzte außerdem, dass diese speziell bei Stumpfkrokodil-Weibchen gemacht wird, dieses aber über Monate getrennt vom Männchen gehalten wird. Weitere Gründe für Ausnahmen waren: Ein bestehender Test durch zugelassene Einrichtungen, negative Kotprobenergebnisse, falls es sich um Bartagamen, Kragenechsen und Milchschnaken handelt, da bekannt ist, dass diese aus einem „guten“ Zoo stammen. Außerdem auch resultierend aus mangelnden Absprachen mit den Tierärzten, einer ohnehin geplanten Einzelhaltung sowie verlässlichen Voruntersuchungsergebnissen des Vorbesitzers. Auch wird in

einem Zoo von Vorneherein auf eine Quarantäne verzichtet, falls die Tiere aus Auffangstationen oder Zoos kommen und dort schon untersucht wurden, falls die Reptilien in ein separates Terrarium direkt in das Revier „Aquarium“ kommen, falls es sich um einen kompletten Neubesatz eines Terrariums handelt, falls genau bekannt ist, von wem die Tiere kommen oder falls es sich um eine Übernahme von Nachzuchten mit ärztlichem Attest handelt.

Möglichkeit der Vektorenübertragung während der Quarantänezeit

Hier wurde gefragt, ob es möglich ist, dass Vektoren wie blutsaugende Milben, Zecken, Blutegel und Stechmücken während der Quarantäne von einem Reptiliengehege in ein anderes gelangen. Von den 34 Zoos, die angaben, eine Quarantäne durchzuführen, antworteten 17 (50%, 42,5% aller teilnehmenden Zoos), dass in der Quarantäne die Möglichkeit besteht, dass Vektoren übertragen werden. Die andere Hälfte (50%, 42,5% aller teilnehmenden Zoos) gab an, dass bei ihnen eine Übertragung nicht möglich ist. Sechs Zoos (15% aller teilnehmenden Zoos) machten keine Angabe (Abbildung 24, Tortendiagramm).

**Möglichkeit der Vektorenübertragung
während der Quarantäne**

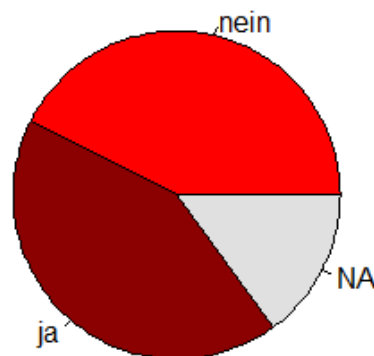


Abbildung 24: Möglichkeit der Vektorenübertragung während der Quarantäne

Nein = es besteht keine Möglichkeit der Vektorenübertragung während der Quarantäne der Reptilien

Ja= es besteht die Möglichkeit der Vektorenübertragung während der Quarantäne der Reptilien

NA = Keine Angabe der Zoos

Untersuchung auf Ektoparasiten während der Quarantäne

Die nächste Frage sollte beantworten, ob während der Quarantänezeit auf Ektoparasiten untersucht wird. 32 der 35 Zoos (der Zoo mit inbegriffen, der zuvor keine Angabe zur Durchführung einer Quarantäne gemacht hat), die angaben, eine Quarantäne durchzuführen (91,43% der Zoos, die eine Quarantäne durchführen, 80% aller teilnehmenden Zoos), untersuchen während der Quarantäne die Reptilien auf Ektoparasiten. Drei von den 35 Zoos führen keine Untersuchung dahingehend durch (8,57% der Zoos, die eine Quarantäne durchführen, 7,5% aller teilnehmenden Zoos). Fünf Zoos (12,5% aller Zoos) machten keine Angabe, wie in Abbildung 25, einem Tortendiagramm, verdeutlicht.

**Untersuchung auf Ektoparasiten
während der Quarantäne**

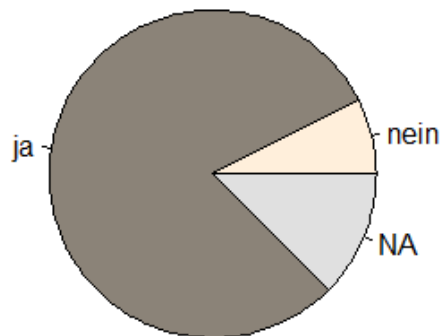


Abbildung 25: Untersuchung auf Ektoparasiten während der Quarantäne

nein = es findet keine Untersuchung auf Ektoparasiten während der Quarantäne statt

ja = es findet eine Untersuchung auf Ektoparasiten während der Quarantäne statt

NA = diese Zoos haben hier keine Angaben gemacht

Durchführung einer Blutuntersuchung inkl. Blutausstrich während der Quarantäne/Eingangsuntersuchung

Hier wurde erfragt, ob bei neu aufgenommenen Reptilien die Eingangsuntersuchung oder die Quarantänezeit grundsätzlich eine Blutuntersuchung umfasst, bei der auch ein Blutausstrich auf Blutparasiten angefertigt und analysiert wird. Von den 40 teilnehmenden Zoos gaben 36 (90%) an, dass weder in der Quarantäne noch in der Eingangsuntersuchung eine

Blutuntersuchung inkl. Blutausstrich zur Anwendung kommt. Die restlichen vier Zoos (10%) bejahten die Frage (Abbildung 26, Tortendiagramm).

Durchführung einer Blutuntersuchung

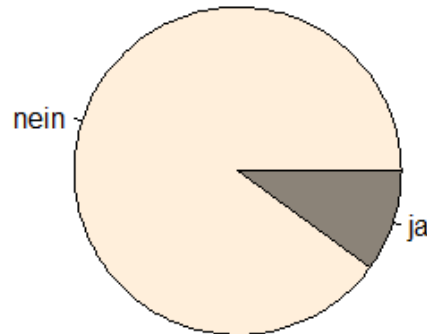


Abbildung 26: Durchführung einer Blutuntersuchung inkl. Blutausstrich

nein = bei Reptilien wird während der Quarantäne keine Blutuntersuchung durchgeführt

ja = bei Reptilien wird während der Quarantäne eine Blutuntersuchung durchgeführt

2.9. Zuständigkeit der Vektorenbekämpfung in den Zoos

Die Frage hierzu lautete, wer für die Bekämpfung von möglichen Vektoren in den Zoos zuständig ist. Bei dieser Frage waren mehrere Angaben möglich. Als Antwortmöglichkeit standen „externer Tierarzt“; „interner Tierarzt“; „Tierpfleger/in“; „Kurator“; „jemand anderes“ zur Verfügung. Bei der Zuständigkeit für die Vektorenbekämpfung gab ein Zoo (2,5%) an, dass bei ihnen sowohl ein externer Tierarzt, interner Tierarzt, Tierpfleger und Kurator verantwortlich sind. In drei Zoos (7,5%) lautete die Antwort externer Tierarzt, Tierpfleger und Kurator. Zwei Zoos (5%) trafen die Aussage, dass bei ihnen ein externer Tierarzt, Tierpfleger und jemand anderes zuständig sind. Acht Zoos (20%) gaben externer Tierarzt und Tierpfleger an, ein Zoo (2,5%) externer Tierarzt und Kurator und ein weiterer (2,5%) externer Tierarzt und jemand anderes. Die alleinige Zuständigkeit eines externen Tierarztes wurde nur durch einen Zoo (2,5%) angegeben. Eine Einrichtung gab an, dass bei ihnen der interne Tierarzt, Tierpfleger und der Kurator verantwortlich sind. Neun Zoos (22,5%) berichteten, dass bei ihnen der interne Tierarzt und Tierpfleger ermächtigt sind. Ein Zoo (2,5%) nannte den internen Tierarzt, den Kurator und jemand anderen als Verantwortliche. Nur der

interne Tierarzt ist in sechs Zoos (15%) für die Bekämpfung von Vektoren zuständig. In zwei Zoos (5%) ist einzig der Tierpfleger befugt, in einem Zoo (2,5%) nur der Kurator und in zwei Zoos (5%) ist es jemand anderes. Ein Zoo (2,5%) machte keine Aussage. Bei „jemand anderes“ gab es folgende Zusätze: Zoologische Leitung – Biologin und Zootierpflegerin; stellvertretender Zooleiter; Beauftragung externer Schädlingsbekämpfungsfirma; Zoobesitzer und Tochter; gegebenenfalls Zusammenarbeit mit Schädlingsbekämpfer; Vorsitzender des Vereins. Die Zusammenhänge sind in Abbildung 27, einem Balkendiagramm dargestellt.

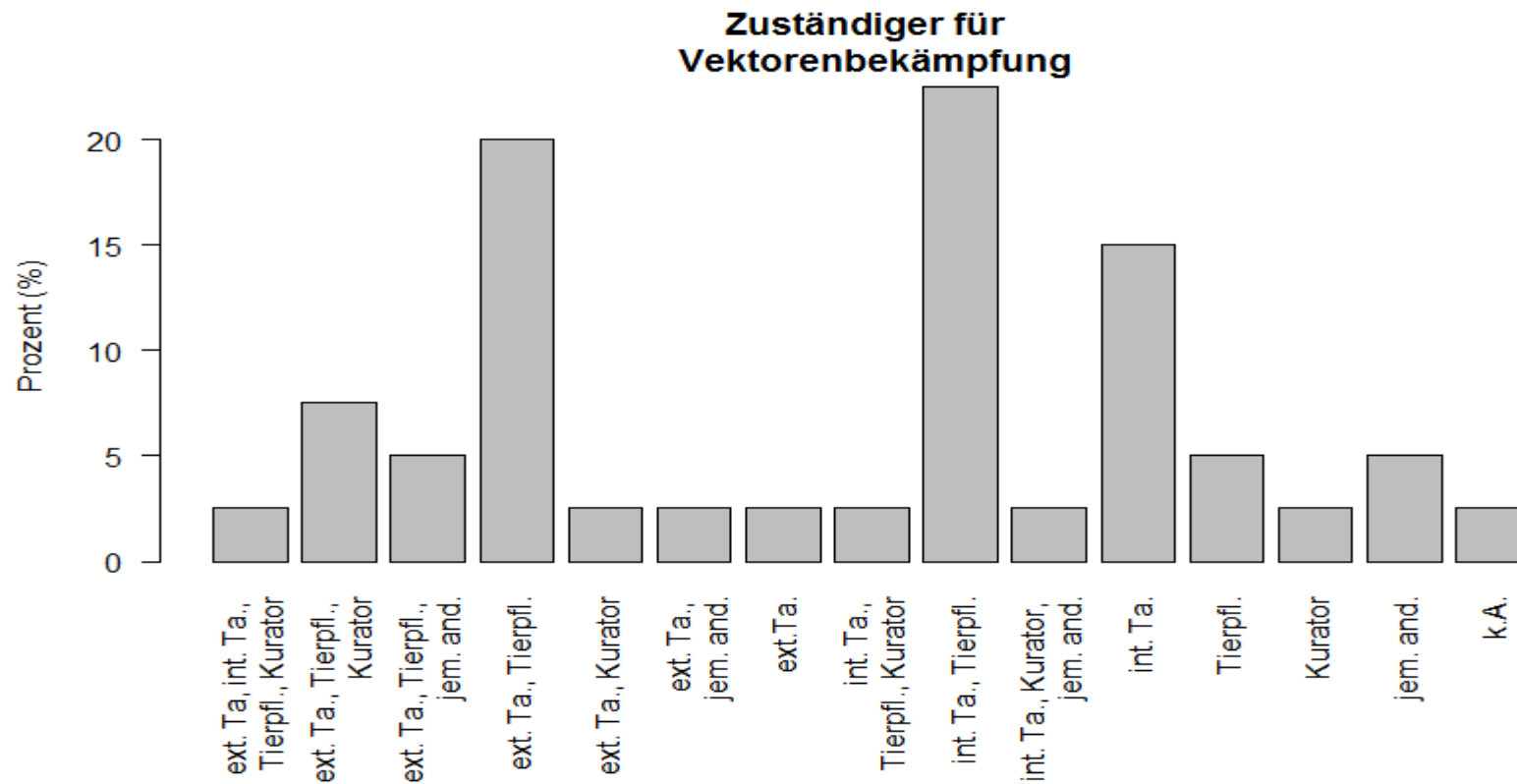


Abbildung 27: Zuständigkeit für die Vektorenbekämpfung

ext. Ta = externer Tierarzt; int. Ta = interner Tierarzt; Tierpfl. = Tierpfleger; jem. and. = jemand anderes, k.A. = keine Angabe

3. Abhängige Fragestellungen

3.1. Haltungsart und Auftreten von Vektoren

Milben:

Von den 37 Zoos, die angaben, Reptilien in Terrarien zu halten, hatten 14 Zoos (37,84%) keine Probleme mit Milben, wohingegen 13 Zoos (62,16%) angaben, schon Probleme mit Milbenbefall bei Reptilien gehabt zu haben. Von den 19 Zoos, die Reptilien zum Teil frei im Tropenhaus halten, hatten bisher neun (47,37%) keine Milbenproblematik, 10 (52,63%) bejahten die Frage. Die Zoos, die angaben, Tiere unter anderem in Freianlagen zu halten, berichteten in 14 von 22 (63,64%) Fällen von Milbenbefall und in acht von 22 Fällen (36,36%) nicht. Bei den Zoos, die Tiere teilweise kombiniert hielten, traten bei der Kombination Terrarium und Tropenhaus bei zwei von fünf Zoos (40%) keine Milben auf, bei den anderen drei Zoos hingegen schon (60%). Halten die Zoos die Reptilien teilweise im Terrarium und in der Freianlage, gab es dort bei zwei von neun Zoos (22,22%) keine Milben und bei sieben von den neun Zoos (77,78%) kamen Milben vor. Bei der kombinierten Haltung von Tropenhaus und Freianlage gaben drei von drei Zoos (100%) an, dass sie noch nie Probleme mit Milben gehabt haben. Dies soll die folgende Abbildung 28, ein Balkendiagramm, visualisieren.

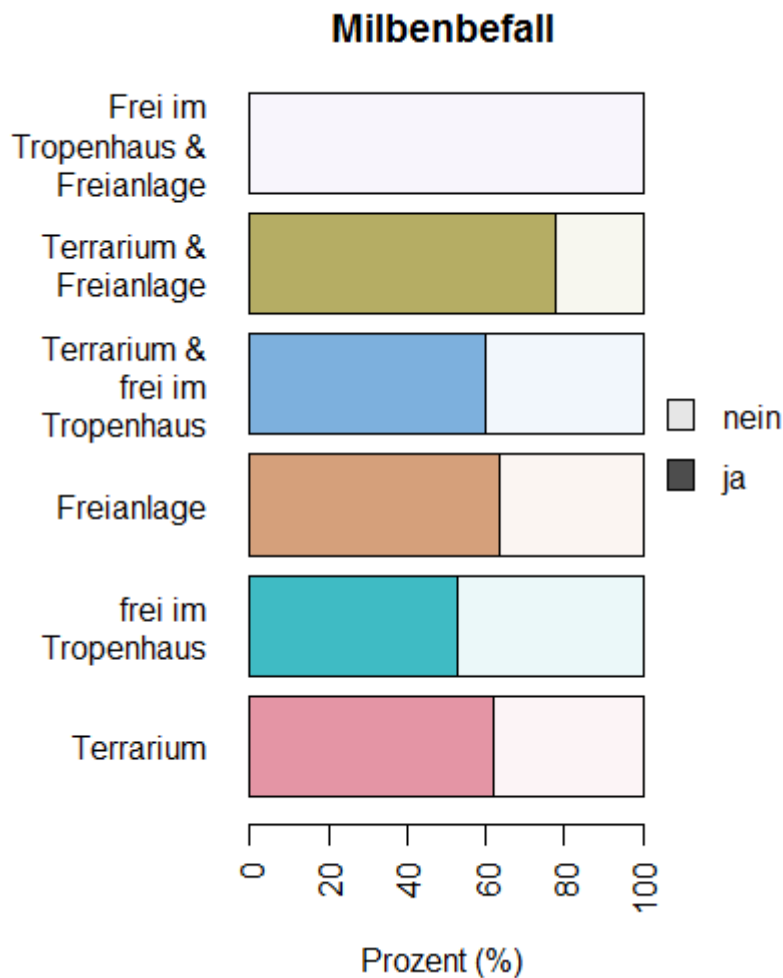


Abbildung 28: Gehegeart in Bezug zum Auftreten von Milben

nein = kein Auftreten von Milbenbefall

ja = Auftreten von Milbenbefall

Abbildung 29, ein Balkendiagramm, stellt den Bezug zwischen den Haltungsarten und dem Vorkommen von Milbenbefall graphisch dar. Die Prozentzahlen beziehen sich darauf, wie viel Prozent diese Haltungsart unter allen Haltungsarten Probleme mit Milben haben. 14,74% aller Haltungsarten zeigen keine Probleme mit Milben in der Kombination mit Terrarium, 24,21% davon zeigen Probleme. Beim Tropenhaus weisen 10,53% aller Haltungsarten Probleme mit Milben auf, 9,47% keine. In der Freianlage gab es bei 14,74% Milbenvorkommen, bei 8,42% nicht. Bei der Kombination Terrarium und Tropenhaus gab es bei 2,11% keine Probleme, bei 3,16% gab es Probleme mit Milben. In der Kombination Terrarium und Freianlage zeigten 2,11% der Haltungsarten bei den Zoos keine Milbenproblematik, 7,37% zeigten eine solche. Außerdem gab es bei der kombinierten Haltung von

Tropenhaus und Freianlage bei 3,16% keine Probleme mit Acari.

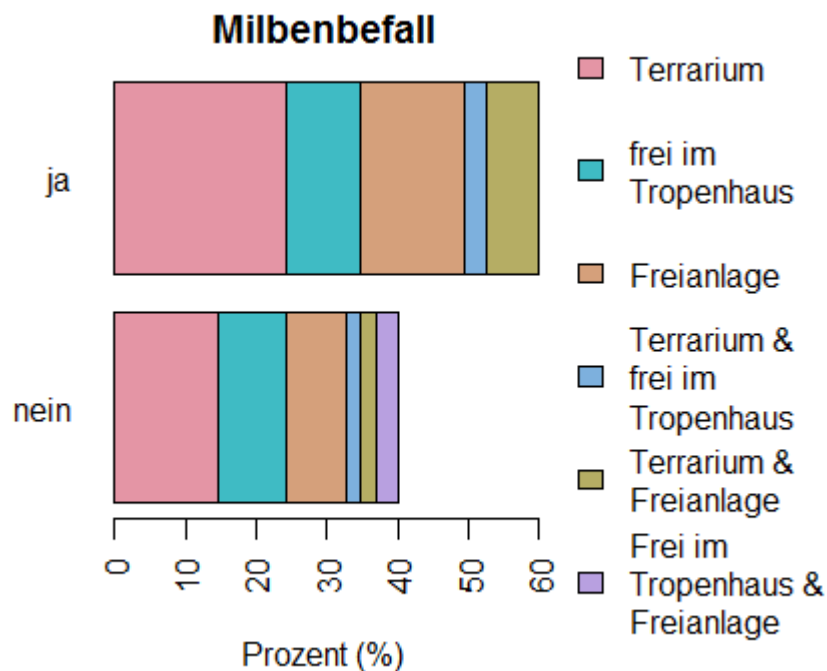


Abbildung 29: Milbenbefall in Bezug zur Haltungsart

nein = kein Milbenbefall

ja = Milbenbefall

Zecken:

Von den 37 Zoos, die angaben, ihre Reptilien unter anderem in Terrarien zu halten, hatten 33 (89,19% der 37 Zoos und 34,74% in Bezug auf alle Haltungsarten) keine Probleme mit Zecken, vier Zoos (10,81% der 37 Zoos und 4,21% in Bezug auf alle Haltungsarten) hatten schon mit Zecken bei Reptilien zu tun. Bei den 19 Zoos, die ihre Reptilien teilweise frei im Tropenhaus hielten, hatten 18 Zoos (94,74% der 19 Zoos und 18,95% der Haltungsarten) keine Zeckenproblematik, wohingegen davon ein Zoo (5,26% der 19 Zoos und 1,05% aller Haltungsarten) schon mit Zecken zu tun hatte. Von den 22 Zoos, die ihre Tiere in Freianlagen hielten, hatten 19 (86,36% dieser 22 Zoos und 20% aller Haltungsarten) keine Zeckenproblematik. Bei dieser Haltung berichteten drei Zoos (13,64% dieser 22 Zoos und 3,16% aller Haltungsarten) von Zeckenbefall der Tiere in ihren Anlagen. Bei der kombinierten Haltung von Terrarium und Tropenhaus traten bei einem von fünf Zoos (20%, 1,05% aller Haltungsarten) Zecken auf, bei vier Zoos (80%, 4,21% aller Haltungsarten) nicht. In der kombinierten Haltung Terrarium und Freianlage

berichteten sieben von neun Zoos (77,78%, 7,37% aller Haltungsarten), dass sie keine Zeckenproblematik hatten, zwei Zoos (22,22% der 9 Zoos, 2,11% aller Haltungsarten) hatten Zecken bei Reptilien entdeckt. Bei der Haltungskombination Tropenhaus und Freianlage gaben drei von drei (100%, 3,16% in Bezug auf die Haltungsarten) an, noch keine Zeckenproblematik gehabt zu haben. Abbildung 30 (Balkendiagramm) zeigt in Bezug auf die jeweilige Haltungsart, wie oft Zecken vorkamen. Abbildung 31 (Balkendiagramm) zeigt das Vorkommen von Zecken in Bezug auf das Vorkommen aller Gehegearten.

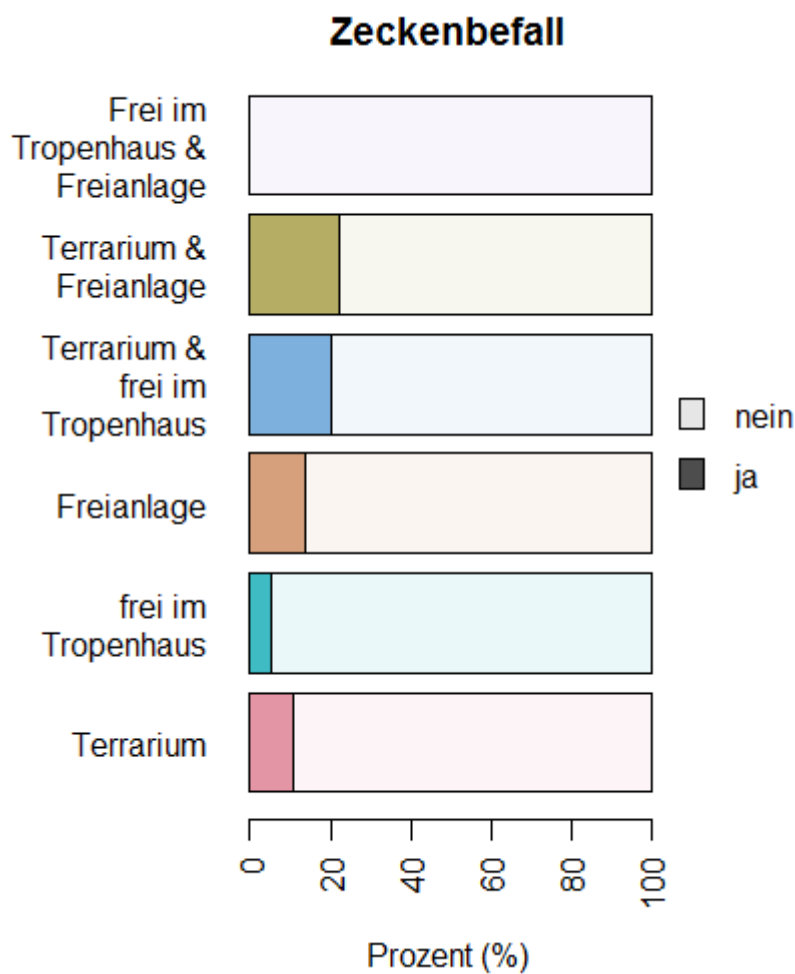


Abbildung 30: Gehegeart in Bezug zum Auftreten von Zecken

nein = kein Auftreten von Zecken

ja = Auftreten von Zecken

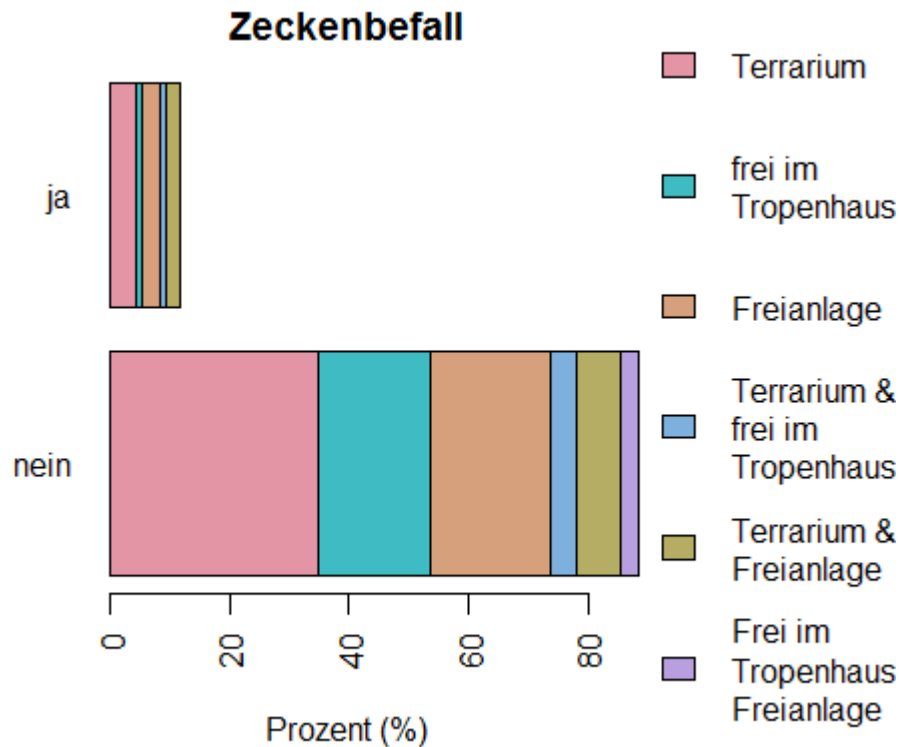


Abbildung 31: Zeckenbefall in Bezug zur Haltungsart

nein = kein Auftreten von Zecken

ja = Auftreten von Zecken

Stechmücken:

Von den 37 Zoos, die angaben, ihre Reptilien unter anderem in Terrarien zu halten, hatten 34 (91,89% der 37 Zoos und 36,79% in Bezug auf alle Haltungsarten) keine Probleme mit Stechmücken, drei Zoos (8,11% der 37 Zoos und 3,16% in Bezug auf alle Haltungsarten) hatten schon mit Stechmücken bei Reptilien zu tun. 17 (89,47% der 19 Zoos und 17,89% aller Haltungsarten) der 19 Zoos, die ihre Reptilien teilweise frei im Tropenhaus hielten, hatten nach ihren Angaben keinerlei Probleme mit Stechmücken beobachtet, bei den anderen beiden Zoos (10,53% der 19 Zoos und 2,11% aller Haltungsarten) wurden Stechmücken beobachtet. Von den 22 Zoos, die ihre Tiere in Freianlagen hielten, hatten 20 Zoos (90,91% dieser 22 Zoos und 21,05% aller Haltungsarten) keine Stechmückenproblematik, zwei (9,09% dieser 22 Zoos und 2,11% aller Haltungsarten) berichteten von Stechmücken in ihren Zoos. Bei der kombinierten Haltung von Terrarium und Tropenhaus traten bei vier von fünf Zoos (80%, 4,21% aller Haltungsarten) keine Stechmücken auf, bei einem Zoo (20%, 1,05% aller Haltungsarten) gab es hingegen Probleme. In der kombinierten Haltung Terrarium und Freianlage berichteten acht von neun Zoos

(88,89%, 8,42% aller Haltungsarten), dass sie keine Stechmückenproblematik hatten, ein Zoo (11,11% der 9 Zoos, 1,05% aller Haltungsarten) war von Stechmücken betroffen. Bei der Haltung Tropenhaus und Freianlage gaben zwei von drei (66,67%, 2,11% in Bezug auf die Haltungsarten) an, noch keine Stechmückenproblematik gehabt zu haben. Probleme mit Stechmücken hatte demnach nur ein Zoo bei dieser Haltungsart (33,33%, 1,05% aller Haltungsarten). Abbildung 32 (Balkendiagramm) zeigt, in Bezug auf die jeweilige Haltungsart, wie oft Stechmücken vorkamen. Abbildung 33 (Balkendiagramm) zeigt das Vorkommen von Zecken in Bezug auf das Vorkommen aller Gehegearten.

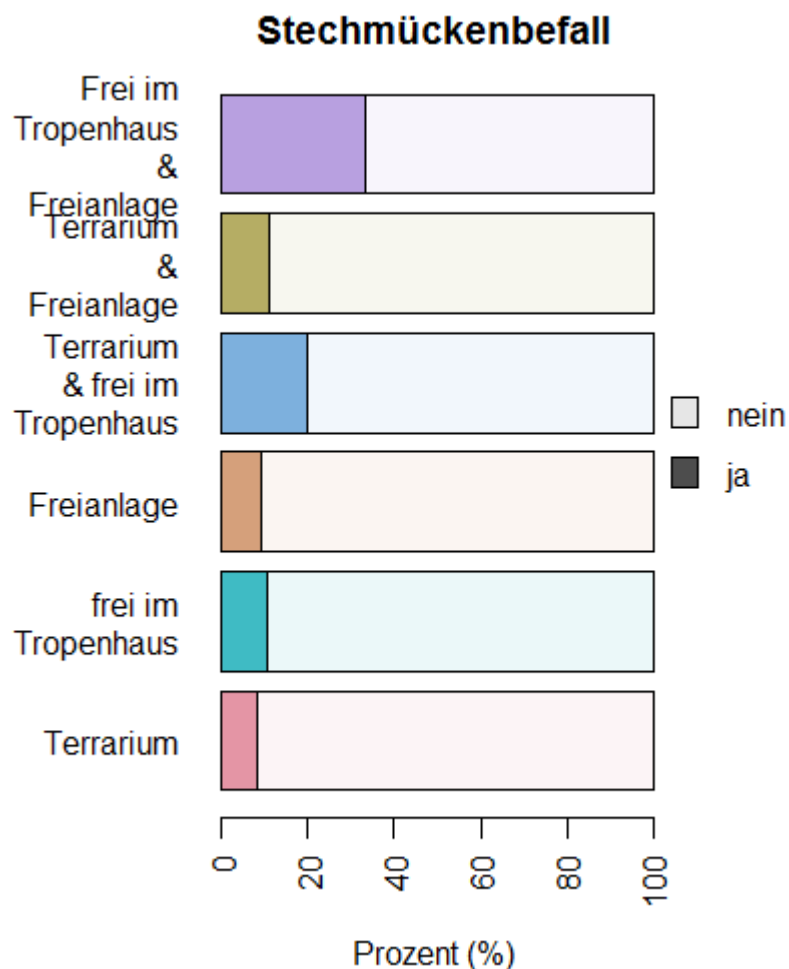


Abbildung 32: Gehegeart in Bezug zum Auftreten von Stechmücken

nein = kein Auftreten von Stechmücken

ja = Auftreten von Stechmücken

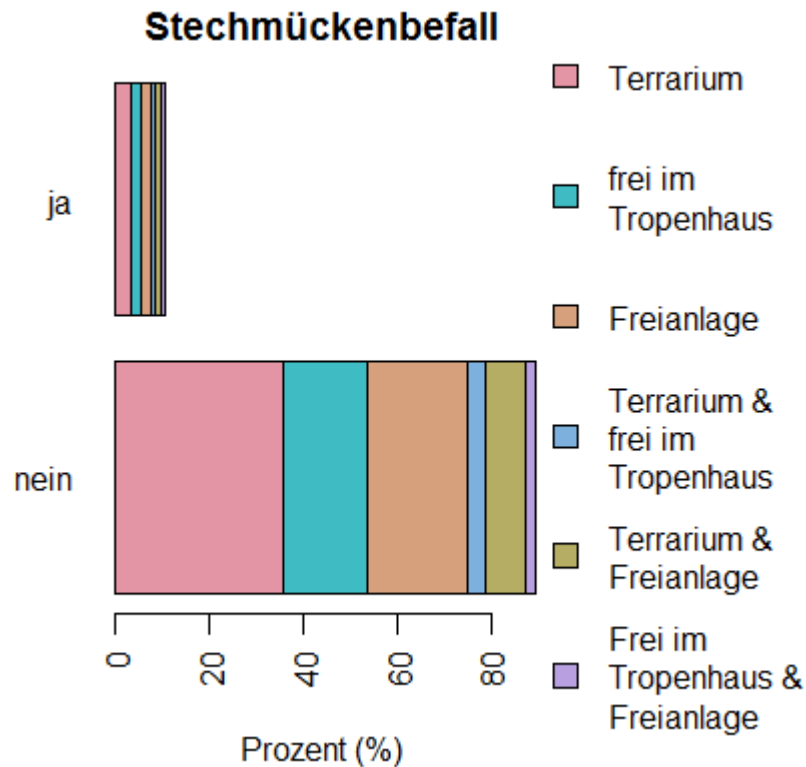


Abbildung 33: Stechmückenbefall in Bezug zur Haltungsart

nein = kein Auftreten von Stechmücken

ja = Auftreten von Stechmücken

Blutegel:

Da kein Zoo angegeben hat, schon einmal Probleme mit Blutegeln bei Reptilien gehabt zu haben, kann hier auf eine Abhängigkeit verzichtet werden.

3.2. Häufigkeit des Wasserwechsels und Auftreten von Stechmücken

Stechmücken:

Bei den Stechmücken haben 31 (91,18%) der 34 Zoos, die bei der Häufigkeit des Wasserwechsels keine Angabe machten, keine Probleme mit Stechmücken. Die anderen drei Zoos (8,82%) gaben an, schon mit Stechmücken zu tun gehabt zu haben. Die Zoos, die angaben, einmal täglich das Wasser bei ihren Tieren zu wechseln, hatten in 25 von 27 Fällen (88,89%) keine Probleme mit Stechmücken, bei den anderen beiden Zoos (11,11%) war bereits eine Stechmückenproblematik aufgetreten. Vier der 28 Zoos (7,14%), die das Wasser wöchentlich wechseln, hatten bereits mit Stechmücken zu tun, die anderen 24 Zoos (92,86%) nicht. Bei den Zoos, die ihr Wasser alle zwei Wochen wechseln, gab es nur bei einem dieser (10%) eine Stechmückenproblematik. 19 Zoos gaben an, das Wasser seltener als

alle zwei Wochen zu wechseln. Hier waren zwei Zoos (10,53%) von Stechmücken betroffen. Dies wird in Abbildung 34 (Balkendiagramm) demonstriert.

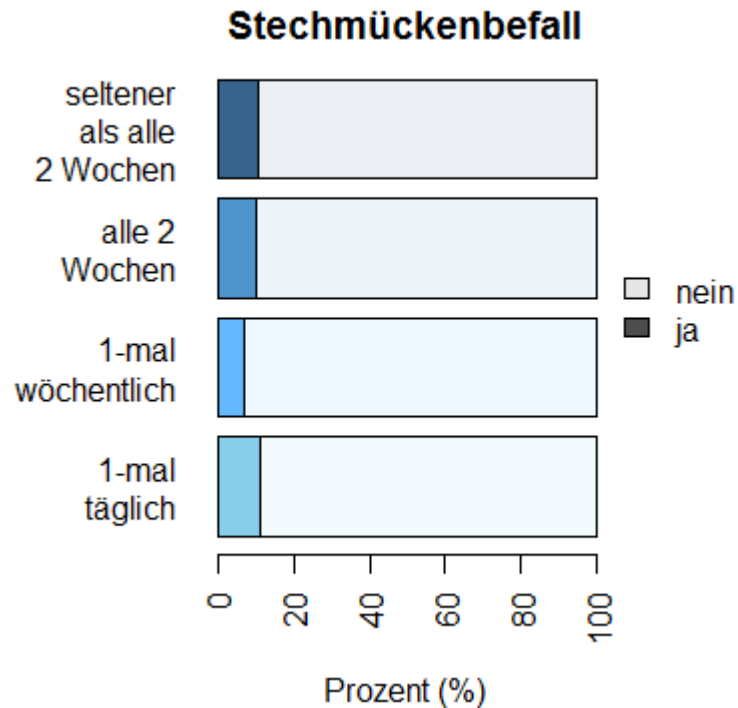


Abbildung 34: Abhängigkeit Wasserwechsel bei stehendem Gewässer und Stechmückenproblematik bei Reptilien

nein = keine Stechmücken aufgetreten

ja = Stechmücken aufgetreten

Abbildung 35, ein Balkendiagramm, zeigt die Anteile des Wasserwechsels bei Stechmückenbefall und bei nicht vorhandenem Stechmückenbefall.

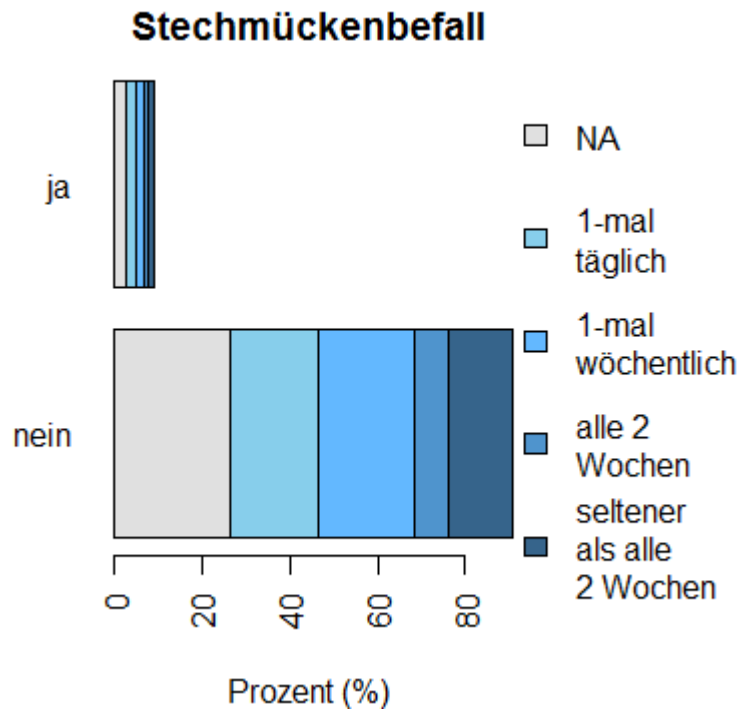


Abbildung 35: Stechmückenbefall bei unterschiedlichen Reptilienarten

Nein = keine Stechmückenproblematik

Ja = Stechmückenproblematik

NA = keine Angabe

Blutegel:

Da kein Zoo angab, Probleme mit Blutegeln zu haben, wird hier auf eine Auswertung verzichtet.

3.3. Quarantänedurchführung und Auftreten von Vektoren

Milben:

Die Frage, ob eine Quarantäne durchgeführt wird, haben 39 Zoos beantwortet. Davon gaben 34 an, eine Quarantäne durchzuführen und fünf, keine Quarantäne durchzuführen. Bei insgesamt 24 Zoos traten Milben auf, bei fünf Zoos nicht, ein Zoo machte hier keine Angabe. Von den 34 Zoos, die eine Quarantäne durchführen, haben zwölf (35,29% der quarantänedurchführenden Zoos) keine Milbenproblematik gemeldet, 22 (64,71% der quarantänedurchführenden Zoos) haben schon mit Milben bei Reptilien zu tun gehabt. Dahingegen hatten von den fünf Zoos, die keine Quarantäne durchführen, drei (60% der Zoos, die keine

Quarantäne durchführen) keine Milbenproblematik gemeldet, zwei Zoos (40% der Zoos, die keine Quarantäne durchführen) hatten mit Milben bei Reptilien bereits Probleme. In Abbildung 36 werden die Zusammenhänge graphisch dargestellt (Balkendiagramm).

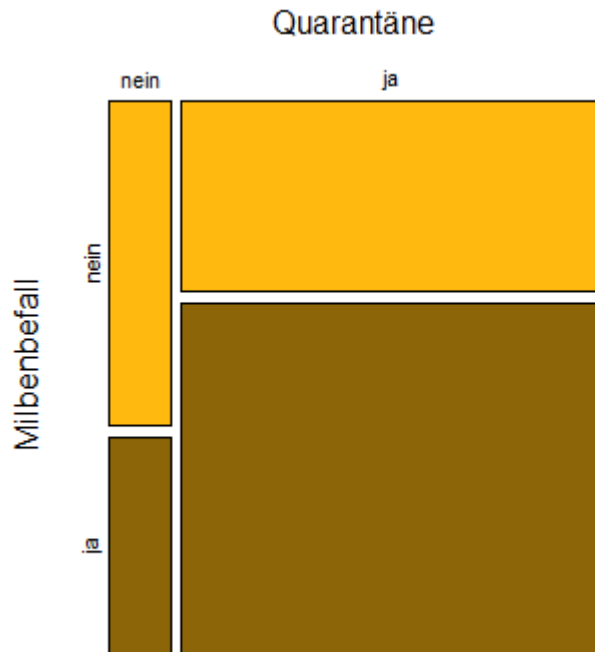


Abbildung 36: Zusammenhang Quarantäne und Milbenbefall

Zecken:

Von den 34 Zoos, die eine Quarantäne durchführen, haben 30 (88,24% der quarantänedurchführenden Zoos) keine Zeckenproblematik gemeldet, vier (11,76% der quarantänedurchführenden Zoos) haben bereits mit Zecken bei Reptilien zu tun gehabt. Die Gesamtheit der Zoos, die keine Quarantäne durchführt, gab an, keine Probleme mit Zecken zu haben (100% der Zoos, die keine Quarantäne durchführen). Diese Ergebnisse werden in Abbildung 37 (Balkendiagramm) verdeutlicht.

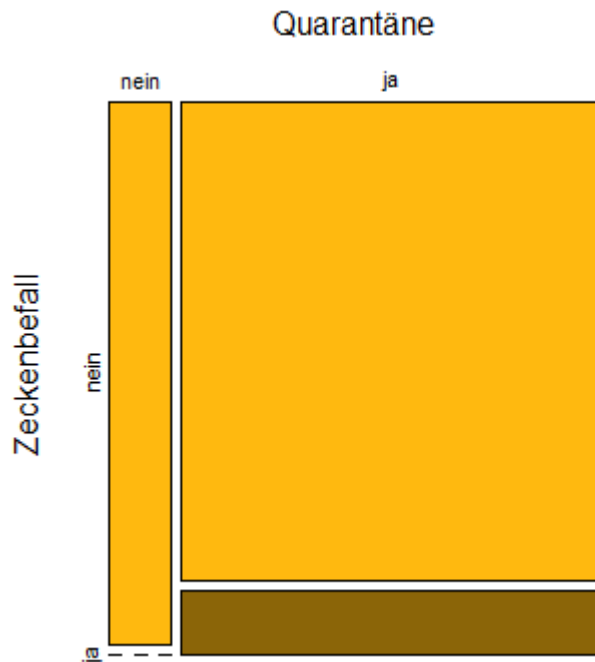


Abbildung 37: Zusammenhang Quarantäne und Zeckenbefall

Stechmücken:

Von den 34 Zoos, die eine Quarantäne durchführen, haben 31 (91,18% der quarantänedurchführenden Zoos) keine Stechmückenproblematik gemeldet, drei (8,82% der quarantänedurchführenden Zoos) haben schon mit Stechmücken bei Reptilien zu tun gehabt. Dahingegen haben von den fünf Zoos, die keine Quarantäne durchführen, fünf (100% der Zoos, die keine Quarantäne durchführen) keine Stechmückenproblematik gemeldet. Diese Ergebnisse sind in Abbildung 38 (Balkendiagramm) nachzuvollziehen.

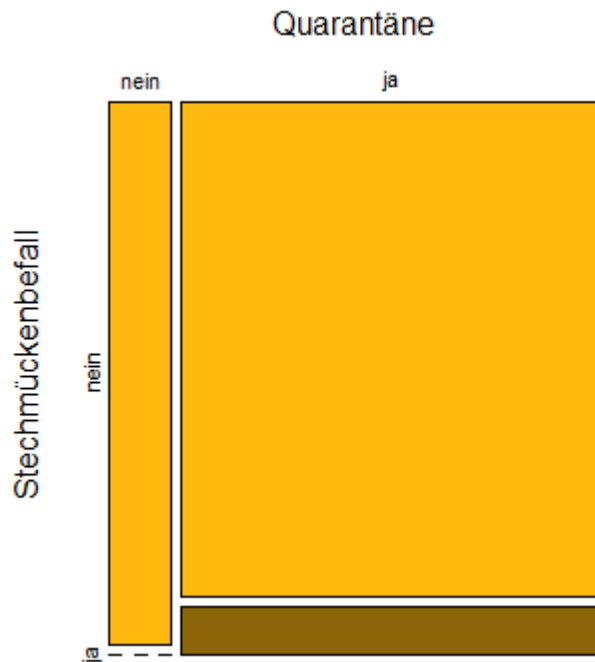


Abbildung 38: Zusammenhang Quarantäne und Stechmückenbefall

Blutegel:

Da kein Zoo angab, Probleme mit Blutegeln zu haben, wird hier auf eine Auswertung verzichtet.

3.4. Haltung von verschiedenen Reptilienarten in einem Gehege und Auftreten von Vektoren

Milben:

Wie in Punkt 2.3. bereits ausgeführt, werden unterschiedliche Reptilienarten in 34 Zoos zusammengehalten, in fünf nicht, ein Zoo hat hierzu keine Angaben gemacht. Von den 34 Zoos, die unterschiedliche Reptilienarten zusammenhalten, gaben 13 (38,24% der Zoos, die unterschiedliche Reptilien zusammenhalten) an, keine Milbenproblematik zu haben, 21 Zoos (61,76% der Zoos, die unterschiedliche Reptilien zusammenhalten) hatten schon mit Milben bei Reptilien zu tun. Von den fünf Zoos andererseits, die keine unterschiedlichen Reptilienarten zusammenhalten, haben zwei (40% der Zoos, die keine unterschiedlichen Reptilien zusammenhalten) Zoos keine Probleme mit Milben, drei Zoos (60% der Zoos, die keine unterschiedlichen Reptilienarten zusammenhalten) berichteten von Milben. Die Verteilung der Ergebnisse veranschaulicht Abbildung 39 (Balkendiagramm).

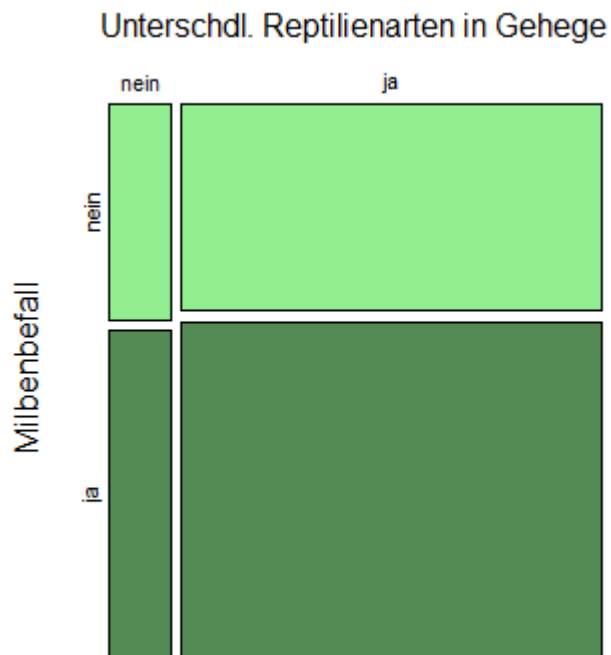


Abbildung 39: Zusammenhang unterschiedliche Reptilienarten zusammen und Milbenbefall

Unterschdl. = Unterschiedliche

Zecken:

Von den 34 Zoos, die unterschiedliche Reptilienarten zusammenhalten, gaben 31 (91,18% der Zoos, die unterschiedliche Reptilien zusammenhalten) an, keine Zeckenproblematik zu haben, drei Zoos (8,82% der Zoos, die unterschiedliche Reptilien zusammenhalten) hatten schon mit Zecken bei Reptilien zu tun. Dahingegen hatten von den fünf Zoos, die keine unterschiedlichen Reptilienarten zusammenhalten, vier (80% der Zoos, die keine unterschiedlichen Reptilien zusammenhalten) Zoos keine Probleme mit Zecken, ein Zoo (20% der Zoos, die keine unterschiedlichen Reptilienarten zusammenhalten) schon, wie in Abbildung 40, einem Balkendiagramm, veranschaulicht.

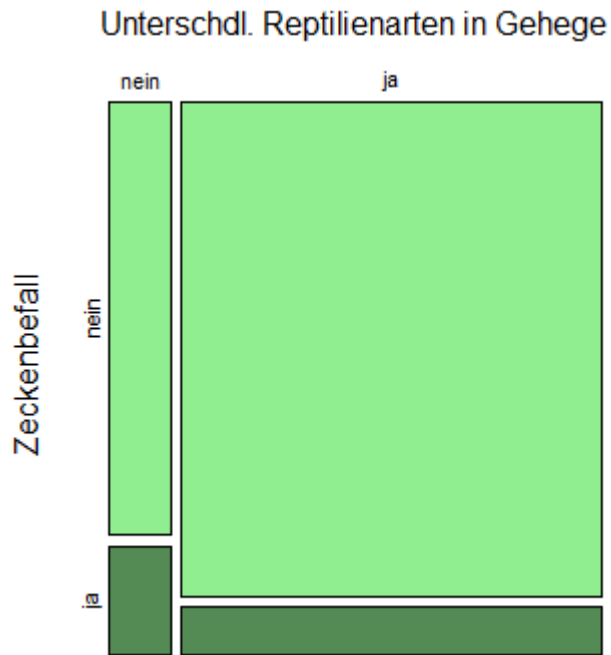


Abbildung 40: Zusammenhang unterschiedliche Reptilienarten zusammen und Zeckenbefall

Unterschdl. = Unterschiedliche

Stechmücken:

Von den 34 Zoos, die unterschiedliche Reptilienarten zusammenhalten, gaben 31 (91,18% der Zoos, die unterschiedliche Reptilien zusammenhalten) an, keine Stechmückenproblematik zu haben, drei Zoos (8,82% der Zoos, die unterschiedliche Reptilien zusammenhalten) hatten schon mit Stechmücken bei Reptilien zu tun. Dahingegen hatten alle fünf Zoos (100% der Zoos, die keine unterschiedlichen Reptilien zusammenhalten), die keine unterschiedlichen Reptilienarten zusammenhalten, keine Probleme mit Stechmücken. Dies zeigt Abbildung 41 (Balkendiagramm).

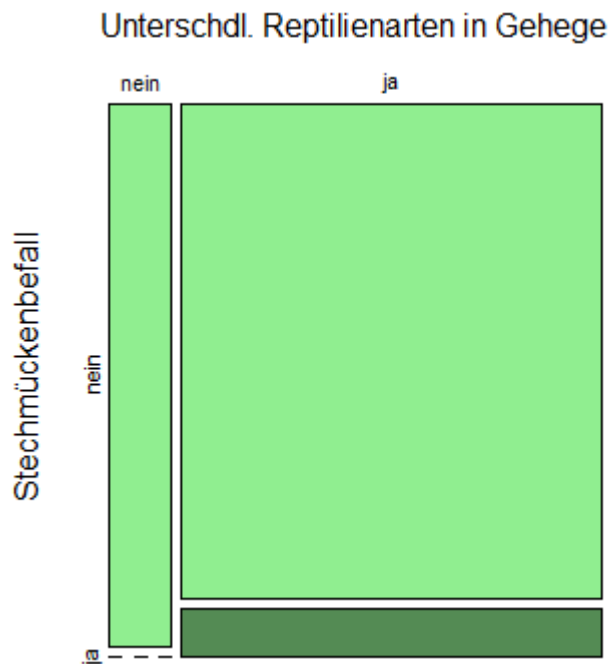


Abbildung 41: Zusammenhang unterschiedliche Reptilienarten zusammen und Stechmückenbefall

Unterschdl. = Unterschiedliche

Blutegel:

Da kein Zoo angab, Probleme mit Blutegeln zu haben, wird hier auf eine Auswertung verzichtet.

3.5. Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen und Auftreten von Vektoren

Milben:

Wie bereits bei 2.4. erwähnt, halten 28 Zoos Reptilien mit anderen Tierklassen, 11 Zoos tun dies nicht. Von den 28 Zoos, die Reptilien mit anderen Tierklassen halten, haben 10 (35,71% der Zoos, die unterschiedliche Tierklassen zusammenhalten) keine Probleme mit Milben, 18 Zoos (64,29% der Zoos, die unterschiedliche Tierklassen zusammenhalten) hatten bei Reptilien schon einmal mit Milben zu tun. Bei den 11 Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten, hatten fünf (45,45% der Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten) keine Probleme mit Milben, sechs Zoos hatten mit Milben bereits zu tun (54,55% der Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten). Dies veranschaulicht Abbildung 42 (Balkendiagramm).

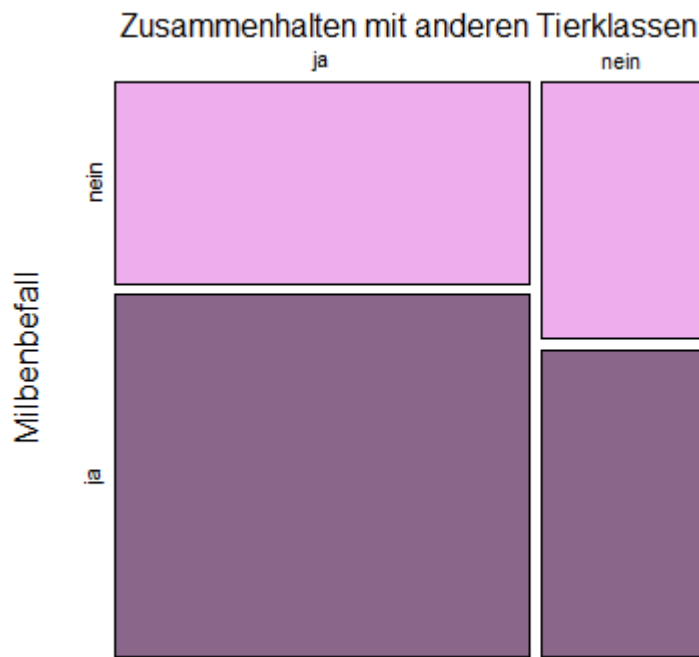


Abbildung 42: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Milbenbefall

Zecken:

Von den 28 Zoos, die Reptilien mit anderen Tierklassen halten, haben 24 (85,71% der Zoos, die unterschiedliche Tierklassen zusammenhalten) keine Probleme mit Zecken, vier Zoos (14,29% der Zoos, die unterschiedliche Tierklassen zusammenhalten) hatten bei Reptilien schon einmal mit Zecken zu tun. Von den 11 Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten, hatten 11 (100% der Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten) keine Probleme mit Zecken. Dies veranschaulicht Abbildung 43 im Balkendiagramm.

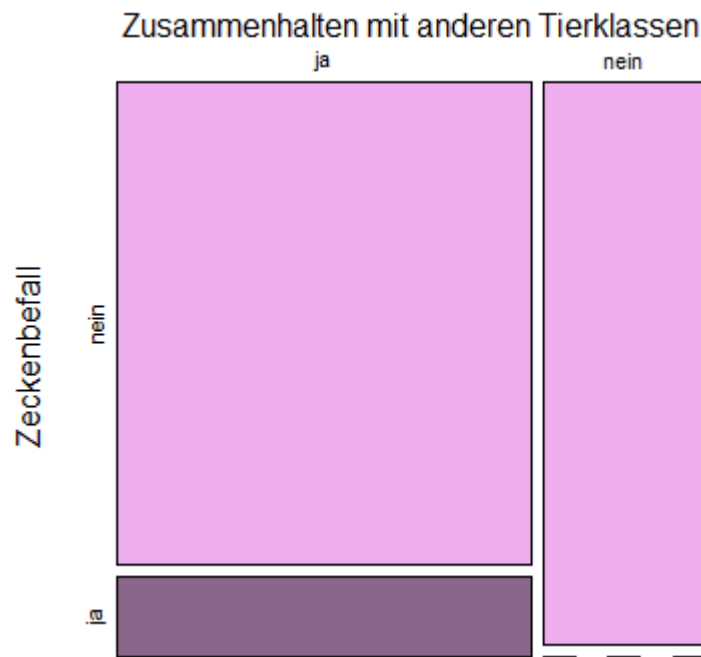


Abbildung 43: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Zeckenbefall

Stechmücken:

Von den 28 Zoos, die Reptilien mit anderen Tierklassen halten, haben 25 (89,29% der Zoos, die unterschiedliche Tierklassen zusammenhalten) keine Probleme mit Stechmücken, drei Zoos (10,71% der Zoos, die unterschiedliche Tierklassen zusammenhalten) hatten bei Reptilien schon einmal mit Stechmücken zu tun. Bei den 11 Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten, hatten 11 (100% der Zoos, die keine anderen Tierklassen mit Reptilien halten) keine Probleme mit Zecken (siehe Abbildung 44, ein Balkendiagramm).

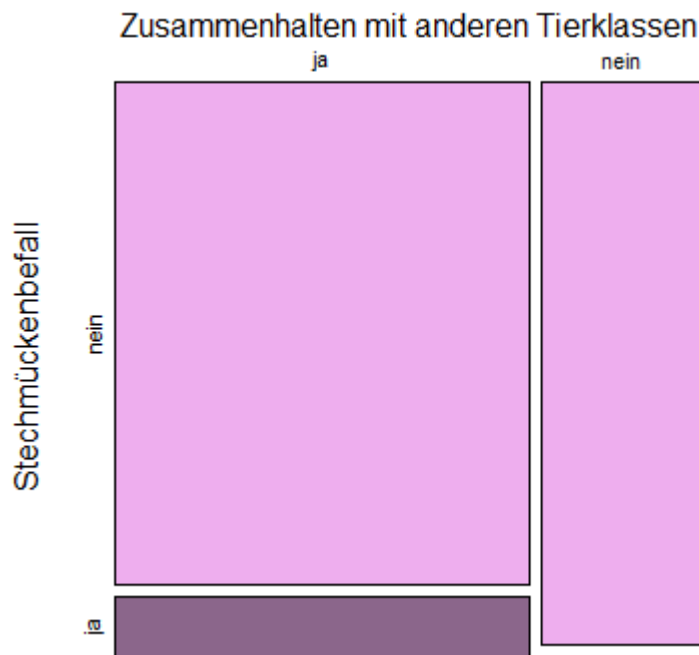


Abbildung 44: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Stechmückenbefall

Blutegel:

Da kein Zoo angab, mit Blutegeln Probleme zu haben, wird hier auf eine Auswertung verzichtet.

3.6. Übertragung von Vektoren während der Quarantäne und Auftreten von Vektoren

Milben:

Wie in Punkt 2.8. herausgestellt, gaben 17 der Zoos an, dass bei ihnen die Möglichkeit gegeben ist, dass Vektoren während der Quarantäne von einem Gehege in das andere gelangen. 17 verneinten, dass diese Möglichkeit der Vektorenübertragung besteht. Von den 17, die bejaht haben, dass eine Übertragungsmöglichkeit besteht, haben fünf Zoos (29,41%) keine Probleme mit Milben, 12 Zoos von den 17 Zoos (70,59%) haben bei Reptilien schon mit Milben zu tun gehabt. Bei den Zoos, die verneinten, dass eine Übertragung von Vektoren während der Quarantäne stattfinden kann, haben sechs Zoos (35,29% der Zoos, in denen keine Übertragung stattfindet) keine Milbenproblematik, 11 Zoos (64,71% der Zoos, in denen keine Übertragung stattfindet) haben mit Milben bei Reptilien

schon zu tun gehabt. Dies verdeutlicht Abbildung 45, ein Balkendiagramm.

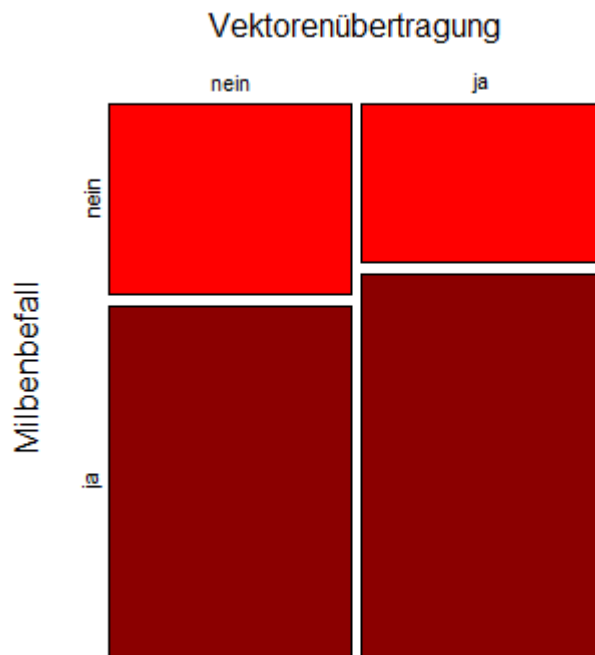


Abbildung 45: Zusammenhang Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne und Milbenbefall

Zecken:

Von den 17 Zoos, die bejaht haben, dass eine Übertragungsmöglichkeit besteht, haben 15 Zoos (88,24%) keine Probleme mit Zecken, zwei Zoos von den 17 Zoos (11,76%) haben bei Reptilien schon mit Zecken zu tun gehabt. Bei den Zoos, die verneinten, dass eine Übertragung von Vektoren während der Quarantäne stattfinden kann, haben 15 Zoos (88,24% der Zoos, in denen keine Übertragung stattfindet) keine Zeckenproblematik, zwei Zoos (11,76% der Zoos, in denen keine Übertragung stattfindet) haben mit Zecken bei Reptilien bereits Probleme gehabt. Dies verdeutlicht Abbildung 46, ein Balkendiagramm.

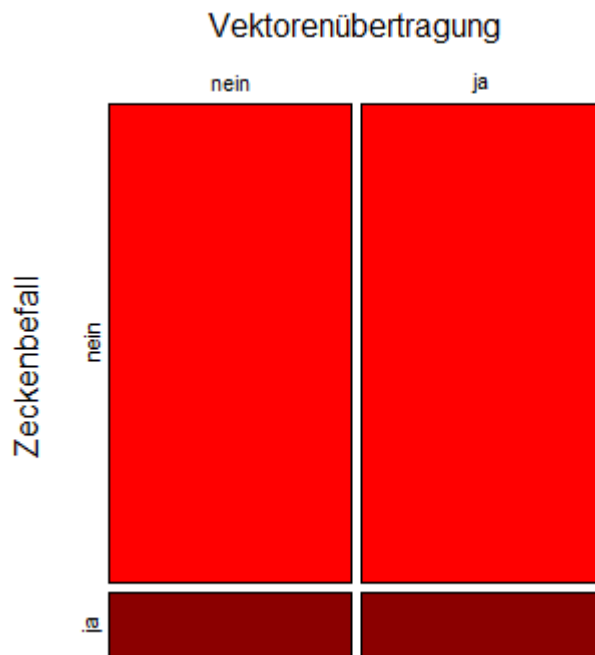


Abbildung 46: Zusammenhang Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne und Zeckenbefall

Stechmücken:

Von den 17 Zoos, die bejaht haben, dass eine Übertragungsmöglichkeit besteht, haben 14 Zoos (82,35%) keine Probleme mit Stechmücken, drei Zoos von den 17 Zoos (17,65%) haben bei Reptilien schon mit Stechmücken zu tun gehabt. Bei den Zoos, die verneinten, dass eine Übertragung von Vektoren während der Quarantäne stattfinden kann, haben 17 Zoos (100% der Zoos, in denen keine Übertragung stattfindet) keine Stechmückenproblematik. Dies verdeutlicht Abbildung 47, ein Balkendiagramm.

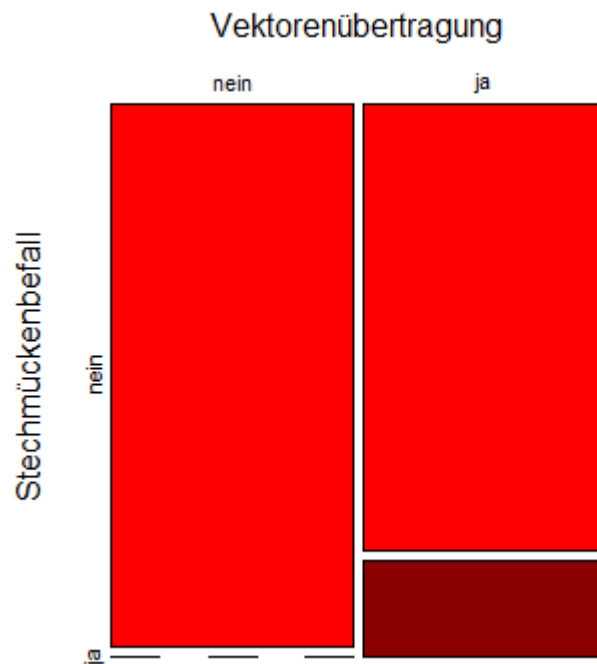


Abbildung 47: Zusammenhang Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne und Stechmückenbefall

Blutegel:

Da kein Zoo angab, Probleme mit Blutegeln zu haben, wird hier auf eine Auswertung verzichtet.

V. DISKUSSION

1. Fragebogen

1.1. Zweck der Erhebung

Es gibt inzwischen einige Studien, die sich mit der Übertragung von Krankheiten durch Vektoren in Hinblick auf in Zoos gehaltene Reptilien auseinandersetzen (BURRIDGE et al., 2004; FERNANDO & UDAGAMA-RANDENIYA, 2009; ADLER et al., 2011; TUTEN, 2011). Dabei handelt es sich bis dato allerdings ausschließlich um Studien, die allesamt im Ausland durchgeführt wurden. Die Relevanz einer Studie zu diesem Thema, die sich mit deutschen Zoos auseinandersetzt, wächst aber vor allem durch die Auswirkungen der Klimaerwärmung, die dazu führen, dass sich immer mehr ursprünglich nicht in Deutschland einheimische Arthropoden hier ansiedeln und als Vektoren von Krankheiten fungieren, die es in Deutschland zuvor nicht gegeben hat (BECKER, 2009). Zusätzlich werden immer wieder Reptilien in deutsche Zoos importiert, die sowohl Krankheitsvektoren als auch Krankheiten selbst einführen und damit einheimische Reptilienarten und den restlichen Bestand der Zoos gefährden. Dies zeigt beispielsweise eine in den USA durchgeführte Studie (BURRIDGE & SIMMONS, 2003), in der es um nach Amerika eingeführte Zecken bei Reptilien und deren Vektorenfunktion geht.

Mittels der im Rahmen dieser Dissertation durchgeführten Studie sollte herausgefunden werden, ob und wenn ja in welchem Umfang sich die Zoomitarbeiter der Gefahr der Vektoren und durch sie übertragene Erkrankungen bewusst sind. Außerdem sollte eine gewisse Aufklärung und Sensibilisierung für das Thema erreicht werden. In diesem Zusammenhang wurde nach der Haltung, der Quarantäne und dem Auftreten von Vektoren und von ihnen übertragenen Blutparasiten gefragt. Weiterführende Studien könnten quantitative Untersuchungen zum Vektorenaufkommen in Zoos anstellen oder beispielsweise eruieren, ob und in welchem Umfang von Vektoren übertragene Erkrankungen auftreten.

1.2. Fragebogenerstellung

Bei der hier verwendeten Fragebogenart handelt es sich um einen schriftlichen

Fragebogen mit geschlossenen (Antwortmöglichkeiten sind vorgegeben), offenen (die Antwort erfolgt in eigenen Worten) und halboffenen (Antwortmöglichkeiten teilweise vorgegeben, teilweise mit eigenen Worten zu beantworten) Fragen. Um den Fragebogen attraktiv zu gestalten, wurde ein Deckblatt mit einem ansprechenden Bild gestaltet (siehe Anhang). Außerdem wurde ein Anschreiben erstellt, das die nötigen Informationen wie Ziel der Studie, Notwendigkeit der Beteiligung, Vorstellung der Befragenden und des Institutes, den Hinweis auf Vertraulichkeit und die Danksagung für die Teilnahme, enthielt (HÄDER, 2010). Um die Teilnahmebereitschaft zu erhöhen, wurde dem Fragebogen ein bereits frankierter Rückumschlag beigelegt, den die Zoos für ihre Antwort nutzen konnten (PORST, 2001). Laut PORST (2014) sollen lange und komplexe Fragen vermieden werden, was in der Umfrage nicht immer 100%ig realisiert werden konnte, da es sich häufig um komplexe Fragestellungen handelte. Der Vorteil eines schriftlichen Fragebogens ist vor allem die Vermeidung einer Einflussnahme durch den Interviewer, wie beispielsweise bei mündlichen Befragungen nicht auszuschließen. Nachteilig kann sich hingegen auswirken, dass Dritte die Beantwortung beeinflussen können und dass Fragebögen nur teilweise oder falsch ausgefüllt werden, da es vor Ort niemanden gibt, der Probleme sofort klären kann (ATTESLANDER, 2003). Um Unklarheiten auszuschließen, wurde die Möglichkeit geboten, über Telefon oder E-mail Rückfragen zu stellen und zeitnah beantwortet zu bekommen. HÄDER (2010) betont, dass auch eine Unzustellbarkeit der Fragebögen eine Hürde darstellen kann, die auch in dieser Studie ein paar Fragebögen betraf. Die Adressen wurden jeweils über die Internetseiten der Zoos eruiert. Aber auch nach intensiver Recherche dieser konnten fünf Fragebögen nicht an die gewünschten Zoos zugestellt werden. Ein Vorteil aber, der sich speziell für diesen Fragebogen ergibt, ist, dass er weitergereicht werden konnte und so nicht nur von einer Person ausgefüllt werden musste. Dieser Umstand erhöht vor allem dann die Aussagekraft der Antworten, wenn beispielsweise die jeweils für bestimmte Reptilienarten zuständigen Tierpfleger den betreffenden Abschnitt beantworteten. Wegen der schon geringen Anzahl an Zoos, die für den Fragebogen in Betracht gekommen sind, wurde auf einen Pretest verzichtet. Stattdessen wurde der Fragebogen mit Frau Dr. Christine Gohl aus dem Tierpark Hellabrunn mehrfach besprochen. Sieben Wochen nach Versenden des Fragebogens wurde an die Zoos, die noch nicht teilgenommen hatten, eine Erinnerungspostkarte versendet, die das gleiche Bild als Vorderseite hatte wie das Bild des Deckblattes.

1.3. Datenerhebung

Der schriftliche Fragebogen bietet zwar, wie bereits ausgeführt, viele Vorteile, im Verlauf dieser Umfrage zeigten sich jedoch auch ein paar Herausforderungen und Nachteile. So gibt es einige Zoomitarbeiter, die den Fragebogen nur lückenhaft ausgefüllt haben. Ein teilnehmender Zoo hat hier beispielsweise Frage drei bis einschließlich Frage sechs ausgelassen. Auch die Schrift der Teilnehmer war nicht immer leicht zu lesen. Teilweise wurden Fragen auch gegensätzlich beantwortet, sodass beispielsweise bei einer Frage, bei der es nur die Auswahlmöglichkeiten „ja“ oder „nein“ gab, beides angekreuzt wurde. Auch gaben einige Zoos an, wie oft sie Wasserwechsel durchführen, obwohl sie davor angegeben hatten, kein stehendes Gewässer zu haben und die Häufigkeit des Wasserwechsels nur bei stehenden Gewässern angegeben werden sollte. Für eine in Organisationen durchgeführte Studie lag die Quote der beantworteten Fragebögen mit 44,44% allerdings relativ hoch. BARUCH and HOLTOM (2008) stellten bei Umfragen an Organisationen im Jahr 2000 eine Rücklaufquote von 36,2%, im Jahr 2005 eine Rücklaufquote von 35% fest. Diese relativ gute Quote könnte auf die Vorankündigungen sowohl in der Zeitschrift „Arbeitsplatz Zoo“ als auch per Verteiler und auf das Erinnerungsschreiben zurückzuführen sein. Alles in Allem ist die Rücklaufquote also auch hinsichtlich der Voraussetzungen, die die Zoos erfüllen mussten (auf Deutschland beschränkt, Haltung von mindestens zehn unterschiedlichen Reptilienarten) zufriedenstellend. Dazu hat vielleicht gerade beigetragen, dass den Zoos im Anschreiben verdeutlicht wurde, dass sie alle Kriterien erfüllen, sodass sie sich persönlich angesprochen fühlen konnten. Den Zoos wurde weiterhin angekündigt, dass es in einer in Planung befindlichen Studie zu einem Gesundheitscheck inklusive Blutuntersuchung kommen wird. Außerdem wurde in Aussicht gestellt, dass sie die Ergebnisse der Studie samt Verbesserungsvorschlägen auf Wunsch mitgeteilt bekommen, was sicherlich auch einen gewissen Anreiz zur Teilnahme geschaffen hat.

2. Ergebnisse der Umfrage

2.1. Dauer der Reptilienhaltung in den Zoos

Wie in den Ergebnissen besprochen, gaben die meisten Zoos (75%) hier an, dass sie bereits seit mehr als 20 Jahren Reptilien halten. Dass die Antwort „weniger als 5 Jahre“ zusätzlich von keinem Zoo ausgewählt wurde, lässt vermuten, dass die

Zoos, die an der Umfrage teilgenommen haben, bereits viele Erfahrungen bezüglich der Reptilienhaltung gesammelt haben.

2.2. Haltung und Herkunft der Reptilien

Die große Varianz der Reptilien von insgesamt 470 unterschiedlichen Arten in den 40 befragten Zoos führt automatisch zu einer hohen Dichte verschiedener Reptilienarten. Diese begünstigt wiederum die Übertragung von Vektoren, auch zwischen unterschiedlichen Reptilienarten und auch, wenn diese nicht zusammen in einem Gehege gehalten werden. So schreibt beispielsweise PASMANS et al. (2008), dass Milben innerhalb eines Tages alle Terrarien, die sich in einem Raum befinden, befallen können.

Bei der Gehegeumfriedung gab es die meisten Angaben (92,5%) zu „Terrarium“, wobei in der Fragestellung erklärt wurde, dass bei Terrariumhaltung eine Übertragung von Vektoren nicht möglich sein sollte. 47,5% der befragten Zoos halten auch Reptilien in Tropenhäusern und 55% der Zoos bringen sie teilweise in Freianlagen unter. Die Unterbringung in Tropenhäusern und in Freianlagen erhöht allerdings die Wahrscheinlichkeit der Vektorenübertragung und kann somit im Falle einer Krankheit, die über Vektoren übertragen wird, zu Problemen führen. Außerdem können vor allem in Freianlagen Parasiten auch auf einheimische Tiere übertragen werden und somit deren Gesundheit beeinträchtigen. Auch die Übertragung auf den Menschen ist möglich und kann zu gesundheitlichen Problemen führen. So ist beispielsweise *Ophionyssus natricis* auch als Zoonose bekannt (BECK & PFISTER, 2006). Es ist demnach ratsam, so viele Reptilien wie möglich in einem geschlossenen Terrarium unterzubringen, soweit es denn deren Haltungskonformen entspricht.

Bei der Frage nach den Wasserstellen (wobei Trinkgefäße hier ausgeschlossen wurden) stellte sich heraus, dass von den 1102 Angaben die meisten (49,46%) stehende Gewässer haben. Die zweithäufigste Angabe (35,48%) war „kein Gewässer“ in den Gehegen, und an dritter Stelle stand das fließende Gewässer (11,62%). Stehendes Gewässer ist laut TUTEN (2011) die optimale Brutstätte für Stechmücken und fördert demnach deren Vermehrung, sodass das Aufkommen von Stechmücken in der Nähe stehender Gewässer im Vergleich zu anderen Habitaten erhöht sein kann. Diese können dann wiederum als Krankheitsvektoren fungieren und auch zoonotische Erkrankungen von Tier auf Mensch übertragen (TUTEN,

2011). Zur Frage nach der Häufigkeit des Wasserwechsels bei stehenden Gewässern wurden, wohl resultierend aus dem Umstand, dass für die anderen Antwortmöglichkeiten keine weiteren Angaben gefordert waren, von 85% der Zoos keine Aussagen zu den Tierarten gemacht. 70% der Zoos gaben an, das Wasser einmal wöchentlich zu wechseln, 67,55% machten die Angabe, dass das Wasser einmal täglich ausgetauscht wird. Alle zwei Wochen wurde von 25% aller Zoos teilweise angegeben, seltener als alle zwei Wochen führen 47,5% aller Zoos durch. Die Entwicklung einer Stechmücke dauert vom Ei-Stadium zum Adulttier durchschnittliche 10-14 Tage, hängt aber stark vom Nahrungsangebot und der Temperatur ab. So kann sie auch nur wenige Tage aber auch einige Wochen in Anspruch nehmen (ZITTRA, 2013). Um den Entwicklungszyklus der Stechmücken zu unterbrechen, ist ein häufiger Wasserwechsel bei stehenden Gewässern daher ratsam. Bei größeren Gewässern ist der Wasserwechsel aber vermutlich aufgrund des großen Aufwands schwer regelmäßig durchführbar. Trotzdem gilt für alle stehenden Gewässer, dass einer Eiablage durch Stechmücken vorgebeugt werden sollte.

Bei der Herkunft der Tiere hatten die Zoos die Wahl zwischen „Import“ (9,47%), „deutsche Nachzucht“ (49,4%) und „unbekannt“ (33,62%). Hinsichtlich der importierten Tiere merkten mehrere Zoos an, dass eine Herkunftsdifferenzierung zwischen Europa und außereuropäischem Ausland sinnvoll gewesen wäre. Dem kann nur zugestimmt werden, da bezüglich dieser Frage relativ viel Interpretationsspielraum bleibt, auch im Hinblick darauf, ob Tiere aus anderen Zoos oder aber Wildfänge importiert wurden. Auch der hohe Anteil der Zoos, der mit „unbekannte Herkunft“ geantwortet hat, lässt weitere Fragen offen. Trotzdem kann gefolgert werden, dass immer noch einige Tiere aus dem Ausland importiert werden, was zur Folge hat, dass Krankheiten und Krankheitsvektoren von Reptilien eingeschleppt werden, ein Thema, über das bereits zahlreiche ausländische Studien verfasst wurden. (BURRIDGE et al., 2000; BURRIDGE & SIMMONS, 2003; KENNY et al., 2004; GONZÁLEZ-ACUÑA et al., 2005; PIETZSCH et al., 2006). Besonders die Einschleppung von Zecken wird thematisiert. HALLA (2015) zeigte außerdem, dass bei 29% von nach Deutschland importierten und untersuchten Reptilien Blutparasiten auftraten. Bei Nachzuchten aus Deutschland hingegen ist eine Einschleppung von Vektoren oder auch Krankheitserregern unwahrscheinlich, da diese meist gut untersucht sind und zuvor keinen Kontakt zu mit Vektoren oder

Krankheitserregern betroffenen Tieren hatten.

Das Zusammenhalten verschiedener Reptilienarten ist in den befragten Zoos weit verbreitet (85%), wahrscheinlich da es sich dabei zum einen um ein für die Zoobesucher schöner anzusehendes und zum anderen platzsparendes Konzept handelt. Allerdings birgt das Zusammenhalten von Reptilien unterschiedlicher Arten auch Gefahren. So berichten WOZNIAK et al. (1994b), dass Hämogregarinen bei einem Fehlwirt Erkrankungen mit starken Symptomen auslösen können. In einer anderen Studie wird berichtet, dass die Übertragung von Trypanosomen auf einen Fehlwirt in hoher Mortalität enden kann (HALLA et al., 2014). Grundsätzlich verläuft die Ansteckung eines natürlichen Wirtes meist symptomlos, die Übertragung auf einen Fehlwirt kann hingegen fatal sein. Daher ist ein Zusammenhalten von Reptilien unterschiedlicher Arten als kritisch anzusehen. Sollte dies aus logistischen Gründen nicht anders möglich sein, ist es sinnvoll, nur Reptilien zusammenzuhalten, die in ihrem natürlichen Habitat auch zusammen auftreten, da Infektionen mit Krankheitserregern, die von Vektoren übertragen werden, mit denen die Reptilien in ihrer natürlichen Umgebung keinen Kontakt haben, meist schwerwiegender ausfallen (ADLER et al., 2011).

Bei der Frage nach dem Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen gaben 28,21% der beantwortenden Zoos an, Reptilien nicht mit anderen Tierklassen zusammenzuhalten, 23,08% halten sie mit einer anderen Tierklasse, 15,38% mit zwei anderen Tierklassen, 15,38% mit drei anderen Tierklassen, 17,95% mit vier anderen Tierklassen. Am meisten vertreten sind hierbei das Zusammenhalten von Reptilien mit Fischen mit 10% und das Zusammenhalten von Reptilien mit sowohl Vögeln, Säugetieren, Amphibien als auch Fischen mit 12,5%. Das Zusammenhalten unterschiedlicher Tierklassen kann ebenso wie das Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten zu Problemen führen. So wurde in einer Studie berichtet, dass Zecken, die bei importierten Reptilien gefunden wurden, potenzielle Vektoren der Herzwasserkrankheit, ausgelöst durch *Ehrlichia ruminantium*, sind. *Ehrlichia ruminantium* befällt wilde und domestizierte Rinder (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). Daher ist auch das Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen als kritisch zu sehen, kann aber sicherlich nicht in allen Fällen vollständig verhindert werden. Auch hier sollte darauf geachtet werden, dass unterschiedliche Tierklassen die gleichen Habitate wie in ihrem natürlichen Lebensraum bewohnen.

2.3. Vorkommen von Krankheitserregern und Vektoren

Beim Vorkommen von Krankheitserregern wurde speziell nach vektorenübertragenen Blutparasiten gefragt, da die Frage nach weiteren Krankheitserregern zu umfangreich ausgefallen wäre. Die Problematik, die sich bei diesem Punkt stellt, ist, dass nicht bekannt ist, ob verstorbene oder auch erkrankte Tiere auf die erfragten Blutparasiten untersucht wurden und damit unklar bleibt, ob die Zahl der infizierten Tiere eigentlich höher liegt. 82% der Zoos gaben an, mit *Haemogregarina sp.* bei Reptilien bisher keine Probleme gehabt zu haben. Bei den 5% der Zoos, die schon Probleme damit hatten, war *Haemogregarina sp.* bei zwei *Takydromus sexlineatus* (Sechsstreifige Langschwanzzeichse) und bei vier *Laticauda laticauda* (Gewöhnlicher Plattschwanz) aufgetreten. Wichtig ist dabei zu sehen, dass die Erkrankung nach Angabe der Zoos bei allen diesen Tieren letal verlief, was nicht automatisch eine absolute Aussage zur Letalität zulässt, da die Untersuchung auf *Haemogregarina sp.* vermutlich nur bei den verstorbenen Tieren durchgeführt wurde. Es stellt sich also die Frage, ob die Krankheit in den jeweiligen Zoos ursprünglich von den betroffenen Tieren ausgegangen ist oder durch Vektorübertragung von einem anderen Reptil transferiert wurde. Außerdem ist es nicht sicher, ob diese Tiere auf *Haemogregarina sp.* nur untersucht wurden, weil sie erkrankt bzw. verstorben sind. Weitere Studien könnten diese Fragen klären, indem umfangreiche Untersuchungen auf Blutparasiten bei klinisch gesunden Tieren durchgeführt werden.

Auch bei der Frage nach dem Auftreten von *Hepatozoon sp.* gaben 5% der Zoos an, schon Probleme bei Reptilien gehabt zu haben. Bei 75% der Zoos wurde bisher noch kein *Hepatozoon sp.* nachgewiesen. *Hepatozoon sp.* trat bei einem *Gonglyophis colubrinus loveridgei* (Kenia-Sandboa) und bei zwei *Laticauda colubrina* (Nattern-Plattschwanz) auf und verlief in allen Fällen letal. Ebenso wie bei den *Haemogregarina sp.* stellt sich die Frage, ob die Erkrankung von den jeweils verstorbenen Tierarten ausging und ob diese Tiere nur untersucht wurden, weil sie erkrankt bzw. verstorben waren. Eine Möglichkeit ist, dass die Tiere die ursprünglichen Träger der Erkrankung sind und diese durch Stress ausgebrochen ist. Nach OPPLIGER et al. (1998) nimmt die Parasitämie der Tiere unter Stressbedingungen zu, sodass es dadurch zu Ausbrüchen kommen kann. Daher ist es ratsam, Reptilien möglichst stressarm zu transportieren und unterzubringen. Ob und in welchem Maße die Umsetzung erfolgt, ist oft fraglich. Denkbar wäre

andererseits auch, dass die verstorbenen Tiere Fehlwirte waren und es weitere Träger in den betroffenen Zoos gibt, bei denen die Krankheit symptomlos verläuft.

Bei der Frage nach dem Auftreten von *Karyolysus sp.* bei Reptilien machten 20% keine Angabe, 80% hatten laut ihren Aussagen noch keine Probleme mit *Karyolysus sp.* bei Reptilien. Auch hier stellten sich wieder die Fragen, inwieweit lebende wie verstorbene auf die Erkrankung untersucht werden.

Plasmodium ist laut Aussagen der Zoomitarbeiter bisher nur in einem Zoo (2,5%) vorgekommen. Dieser gab allerdings nicht an, welche Tierart betroffen war und ob die Krankheit letal verlief. Auch hier kann also nicht endgültig geklärt werden, wann und wie die Diagnose gestellt wurde und ob das Tier die Erkrankung überlebt hat und sie selber in den Zoo eingeschleppt hat oder erst vor Ort durch Vektorenübertragung infiziert wurde.

Auch bei *Sauroleishmania* wurde die Frage nach dem Auftreten nur einmal (2,5%) mit „ja“ beantwortet. Dabei wurde als Tierart, bei der die Erkrankung aufgetreten ist, „Landschildkröten“ genannt. Ob die Erkrankung letal verlief und die Zahl der betroffenen Tiere, wurde leider nicht angegeben. Da die Antwort im Plural formuliert wurde, kann zumindest vermutet werden, dass mehr als ein Individuum und eventuell auch mehr als eine Art der Landschildkröten betroffen war. Auch hier lässt sich nicht sagen, wie und in welchem zeitlichen Zusammenhang die Erkrankung festgestellt wurde.

Bei der Frage nach *Trypanosoma* gab es keine positive Antwort zu verzeichnen. Hier gaben 70% der Zoos an, dass bei ihnen noch keine Trypanosomen vorgekommen sind. Die anderen 30% enthielten sich. Auch hier ist nicht sicher, wie oft und in welchem Umfang auf Trypanosomen untersucht wird und ob eine Erkrankung überhaupt entdeckt werden würde.

Reptilien können auch als Reservoir für humanpathogene Trypanosomen wie *Trypanosoma brucei* und *Trypanosoma cruzi* dienen (RYCKMAN, 1954; NJAGU et al., 1999). Dieses zoonotische Potential ist besonders hervorzuheben, da es eine Gefahr für die Menschen bedeutet, die sich in der Nähe der betroffenen Reptilien aufhalten. Besonders in Zoos, in denen sich viele unterschiedliche Menschen, wie Zoomitarbeiter aber auch Zoobesucher, aufhalten, kann es hier zu einer Ansteckung und somit zu einem Krankheitsausbruch kommen. *Trypanosoma brucei* löst beim Menschen die Schlafkrankheit aus und wird über Fliegen übertragen. Bei einem

unbehandelten Verlauf kann die Erkrankung letal verlaufen (FÈVRE et al., 2001). *Trypanosoma cruzi*, dessen Vektor Raubwanzen sind, löst beim Menschen die Chagas-Krankheit aus. Dabei können bei einer chronischen Erkrankung Herzprobleme sowie Verdauungsprobleme mit Megaösophagus und Megakolon auftreten (RASSI JR et al., 2010).

Als letzter Blutparasit wurden Filarien abgefragt. 10% der Zoos hatten bereits Probleme mit Filarien, 68% noch nicht. Die Filarien waren in einem Zoo bei vier *Atheris squamigera* (Blattgrüne Buschviper), in einem anderen Zoo bei zwei *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte), in einem dritten Zoo bei *Uroplatus finiavana* (Plattschwanzgecko) sowie bei *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) und in einem vierten Zoo bei *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) aufgetreten. Bei den *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte) war die Erkrankung teilweise letal, sodass gemutmaßt werden kann, dass eines der Tiere daran verstorben ist und eines überlebt hat. Interessant wäre hier zu wissen, ob das Tier, das überlebt hat, wieder zu seinen Artgenossen gekommen ist, und somit eine potenzielle Ansteckungsquelle darstellt, wenn Vektoren vorhanden sind, die dann auch eine Gefahr für andere Reptilienarten darstellen könnten. Der Zoo, der angab, dass Filarien nur bei *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) aufgetreten sind, gab nicht an, ob die Erkrankung letal verlief. Interessant ist auch, dass Filarien in einem Zoo sowohl bei *Uroplatus finiavana* (Plattschwanzgecko) als auch bei *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) aufgetreten sind. In diesem Zoo verlief die Erkrankung letal. Es wäre interessant zu wissen, ob die beiden betroffenen Tierarten nah zueinander gehalten wurden und ob die Erkrankung im Zoo durch Vektoren übertragen wurde. Es könnte sich allerdings auch um einen Zufall handeln, bei dem beide Tierarten schon vor dem Einzug in den Zoo erkrankt waren. Aufschlussreich wäre auch, herauszufinden, ob es in diesem Zoo asymptomatische Träger von Filarien gibt. Ein weiterer auffälliger Punkt ist, dass in zwei der Zoos *Furcifer pardalis* (Pantherchamäleon) betroffen waren. Eine mögliche Überlegung wäre es, dass beide Tiere aus derselben Gegend importiert wurden. Außerdem sind Pantherchamäleons (*Furcifer pardalis*) nicht leicht in der Nachzucht und werden deshalb teilweise als Wildfänge importiert. So zeigt die Statistik, dass 2014 38 lebende Pantherchamäleons (*Furcifer pardalis*) als Wildfänge für den freien Handel nach Deutschland importiert wurden (BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ, 2015b).

Die Frage nach Problemen mit Vektoren bejahten 65% aller teilnehmenden Zoos. Dabei traten bei 62,5% Milben, bei 10% Zecken und bei 7,5 % Stechmücken auf. Interessant ist hier zu sehen, dass kein Zoo angab, Probleme mit Blutegeln zu haben bzw. gehabt zu haben. Es gibt allerdings einen Bericht über Blutegel bei importierten Krokodilen in einem deutschen Zoo. Diese Tiere kamen aus Thailand und es wurden die ersten Blutegel ca. sechs Monate nach der Ankunft der Krokodile in der Filteranlage, an den Krokodilen sowie an den mit den Krokodilen zusammengehaltenen Schildkröten entdeckt. Es handelte sich hierbei um *Placobdelloides stellapapillarum*, eine in Thailand häufig auftretenden Blutegelart. Ein Krokodil starb beim Versuch der Behandlung mit Ivermectin, was sich als wirkungslos herausstellte, die übrigen Krokodile sowie das Becken wurden anschließend erfolgreich mit Kupfersulfat behandelt (RIETSCHEL, 2016). Dies zeigt, dass es auch in deutschen Zoos zu Problemen mit Blutegeln kommen kann, auch wenn dies von keinem Zoo bejaht wurde. Bei den Vektoren traten laut den Zoomitarbeitern am häufigsten Milben auf. Dies mag daran liegen, dass Milben häufig erst spät entdeckt werden und bis zum Zeitpunkt der Diagnose vermutlich schon mehrere Reptilien befallen haben. Milben sind außerdem relativ schwer auszumachen, da bestimmte Arten beispielsweise unter den Schuppen der Reptilien leben (FAJFER, 2012). Der häufigste Ektoparasit bei in Gefangenschaft gehaltenen Reptilien ist *Ophionyssus natricis* (PASMANS et al., 2008). Vermutlich ist auch dies ein Grund, warum Milben bei dieser Frage am häufigsten vorkamen. Alle Zoos, die ein Milbenvorkommen gemeldet haben, haben es auch behandelt, die meisten mit chemischen Maßnahmen und medikamentöser Behandlung. Dies zeigt, dass die Zoos die Gefahr, die von den Milben ausgeht, sowohl durch die direkte Schädigung der Reptilien durch die Milben, als vermutlich auch durch die Vektortätigkeit der Milben erkannt haben. Bei Acari tauchte zweimal die Aussage auf, dass eine Umgebungsbehandlung durchgeführt wurde, die nicht zur Auswahl stand, sondern unter „Sonstiges“ ergänzt wurde. Diese Aussage hätte von mehr Zoos erwartet werden können, da die Umgebungsbehandlung bei Milben sehr wichtig ist, um wandernde Milben abzutöten (PASMANS et al., 2008). Wie viele Zoos eine Umgebungsbehandlung angekreuzt hätten, wäre sie als Antwortmöglichkeit im Fragebogen zur Verfügung gestanden, ist im Nachhinein leider nicht mehr zu erfahren.

Auch bei den Zecken gab es einen Zoo, der als Behandlung zu den angegebenen

Behandlungen noch „Umgebungsbehandlung“ schrieb. Die Wichtigkeit der Umgebungsbehandlung ist hier ähnlich hoch wie bei Milben.

Bei den Stechmücken gaben 3 Zoos an, Probleme zu haben. Allerdings führten 2 der Zoos keine Maßnahmen zur Minimierung durch. Dies ist als sehr kritisch zu sehen, da auf das Erkennen der Problematik sofort eine Bekämpfung der Stechmücken erfolgen sollte, wie beispielsweise durch den Einsatz von BTI, regelmäßigen Wasserwechsel und Minimierung von stehenden Gewässern, Abdeckung von Gewässern, die nicht in Benutzung sind, Behandlung der Gewässer und außerdem durch Schulung der Zoomitarbeiter. So rät es TUTEN (2011). Einer der drei Zoos, die angaben, Probleme mit Stechmücken zu haben, gab an, dass diese mit BTI behandelt werden. BTI ist ein Bakterium mit dem Namen „*Bacillus thuringiensis israelensis*“. Dieses produziert hochtoxische Endotoxine, die für Stechmücken giftig sind. Es handelt sich um ein natürliches Mittel, das keine anderen Organismen und somit auch den Menschen nicht schädigt (<http://www.culinex.de/bek%C3%A4mpfung/allgemeine-informationen/>). Dies war der einzige Zoo, der angab, etwas gegen die Stechmücken zu unternehmen. Die Gefahr, die von Stechmücken ausgeht, scheint also weitestgehend unbekannt zu sein.

2.4. Quarantäne

Auf die Frage, ob die Zoos eine Quarantäne durchführen, antworteten 85% mit „ja“, 12,5% der Zoos führen bei Neuanschaffungen keine Quarantäne durch, obwohl die hohe Bedeutung unumstritten ist. Sie ist nicht nur eine wichtige Vorkehrung, um Vektoren bei Reptilien überhaupt erst zu entdecken, sondern soll auch Krankheitsausbrüche bei neu angeschafften Tieren und bei solchen, die zum Bestand gehören, verhindern. Auch Tiere, die nicht aus der direkten Wildbahn stammen, sollten zuerst in Quarantäne gebracht werden, da es durch den Stress des Transportes und den Wechsel in eine neue Umgebung häufig zu Krankheitsausbrüchen und Ausscheidung von Krankheitserregern kommt, woraus eine erhöhte Ansteckungsgefahr für den bestehenden Bestand resultiert. In der Quarantänestation selbst sollte darauf geachtet werden, dass den Tieren genug Versteckmöglichkeiten gemäß ihres natürlichen Habitats geboten werden, aber auch, dass die Einrichtung leicht zu reinigen und desinfizieren ist. Optimal wäre eine räumlich und personell getrennte Quarantänestation (EULENBERGER, 2006). Dies ist vermutlich in den meisten Zoos schwer zu realisieren, da es selten

Tierpfleger bzw. Tierärzte gibt, die ausschließlich für die Quarantänestation zuständig sind. Daher ist es besonders wichtig, dass sie sich beim Wechsel von anderen Zooarealen zur Quarantänestation und auch anders herum unbedingt desinfizieren, bestenfalls sogar umziehen. Es ist weiterhin ratsam, nicht dieselben Geräte zu benutzen und Geräte, die in der Quarantänestation verwendet wurden, nach Verwendung zu desinfizieren (PASMANS et al., 2008). Vermutlich ist ein weiterer Grund, warum einige Zoos keine Quarantäne durchführen, Platzmangel, vor allem was größere Reptilien betrifft. Insgesamt ist es aber wegen der oben genannten Gründe unbedingt ratsam, eine Quarantäne möglich zu machen und hierbei auch nötige Untersuchungen einzuleiten.

Bei der Dauer der Quarantäne gaben die meisten Zoos vier bis sechs Wochen an. Viele Zoos machten die Dauer der Quarantäne auch von durchgeführten Untersuchungen abhängig, vor allem von Kotuntersuchungen. Zwei Zoos gaben außerdem an, Schildkröten mindestens sechs Monate in Quarantäne zu belassen. Diese verhältnismäßig lange Quarantänedauer wird vermutlich durchgeführt, um einen Ausbruch von Herpesvirus-Erkrankungen bei Schildkröten zu verhindern bzw. rechtzeitig zu entdecken, da einer der beiden Zoos angab, dass zu Beginn und zu Ende der Quarantäne eine Untersuchung auf Herpesvirus durchgeführt wird. PASMANS et al. (2008) raten hier, Schildkröten über die Zeit der Überwinterung und danach vier bis sechs Wochen in Quarantäne zu belassen, da hier die größte Wahrscheinlichkeit für einen Ausbruch einer Herpesviruserkrankung besteht. Er rät außerdem, Riesenschlangen für mindestens sechs Monate in Quarantäne zu belassen, um einem IBD-Ausbruch (inclusion body disease; Einschlusskörperchenkrankheit) vorzubeugen. Weiterhin spricht er von einer generellen Mindestdauer der Quarantäne von 90 Tagen. Einen so langen Zeitraum hat in dieser Umfrage nur ein Zoo angegeben. Die große Varianz der Quarantänedauer zeigt, dass es an allgemein gültigen Vorgaben mangelt, die den Zoos bei der Durchführung ein Anhaltspunkt sein könnten.

Die Frage danach, ob in Ausnahmen keine Quarantäne durchgeführt wird, beantworteten 42,5% aller teilnehmenden Zoos mit „ja“. Als Begründung wurde unter anderem die Größe der Tiere angeführt, für die keine räumlichen Möglichkeiten bestehen. Diese Tiere können dann natürlich unbemerkt Krankheiten und Vektoren einschleppen, ohne dass dies bemerkt wird, weswegen hier zumindest eine provisorische Trennung von anderen Tieren mit

Zwischendesinfektion ratsam wäre. Auch die Herkunft der Tiere spielte bei Ausnahmen eine Rolle, sodass beispielsweise bei ihnen bekannten Zoos mit gutem Ruf auf die Quarantäne verzichtet wurde. Zwei weitere Zoos gaben an, keine Quarantäne durchzuführen, wenn die Zoos aus einem Balai zertifizierten Betrieb stammen. Hier handelt es sich um die Richtlinie 92/65/EWG des Rates, die unter anderem vorgibt, dass die in diesem Betrieb gehaltenen Tiere regelmäßig untersucht werden sollen, anzeigepflichtige Krankheiten gemeldet werden müssen, nur Tiere in den Verkehr gebracht werden, die kein Anzeichen einer Erkrankung zeigen und dass die Tiere artgerecht untergebracht werden müssen (ANONYMUS, 1992). Doch auch, wenn davon ausgegangen werden sollte, dass Tiere aus einer solchen Einrichtung gut untersucht sind oder aus bekannten Zoos stammen, betont EULENBERGER (2006), dass grundsätzlich alle Reptilien ohne Ausnahme in Quarantäne sollten, unabhängig davon, aus welchem Betrieb sie stammen.

Bei der nächsten Frage ging es darum, ob eine Vektorenübertragung zwischen den Reptiliengehegen während der Quarantäne möglich wäre. Dies bejahten 50% der eine Quarantäne durchführenden Zoos. Da aber besonders in Quarantäne gebrachte Tiere häufig neue Krankheiten über Vektoren einbringen, besteht in diesem Bereich erhöhter Verbesserungsbedarf, die Gehege so abzudichten, dass keine Vektorenübertragung zwischen den Gehegen möglich ist oder im besten Fall die Tiere räumlich getrennt unterzubringen. Dies ist allerdings in vielen Zoos nicht realisierbar, daher ist es ein guter Kompromiss, die Gehege so dicht wie möglich zu halten. Von den 50% der Zoos, die angaben, dass eine Vektorenübertragung während der Quarantäne nicht möglich sei, wäre noch interessant zu erfahren, mit welchen Vorkehrungen genau sie dies ausschließen.

Darauf aufbauend wurde gefragt, ob während der Quarantäne auf Ektoparasiten untersucht wird, was 91,43% der Zoos, die eine Quarantäne durchführen, bejahten. 8,57% führen diese Untersuchung nicht durch. Dies ist ein erfreulich hoher positiver Prozentsatz. Die Untersuchung auf Ektoparasiten ist hier sehr wichtig, da diese sonst Krankheiten übertragen könnten oder auch durch den Stress, den die Tiere nach dem Transport und in der neuen Umgebung haben, Probleme mit den mitgebrachten Ektoparasiten bekommen können. So wird berichtet, dass beispielsweise ein massenhafter Milbenbefall bis hin zum Tod führen kann (PASMANS et al., 2008). Weiterhin sind durch das Mitbringen von Vektoren wie Milben, Zecken, Stechmücken und Blutegel auch die einheimischen Tiere, die in

der Umgebung des Zoos leben, gefährdet, sodass wirklich jeder Zoo während der Quarantäne auf Ektoparasiten untersuchen sollte. Besonders die Achselregion, der Bereich der Ohren und die Leistenregion sollten gründlich angeschaut werden, da vor allem hier gerne Ektoparasiten sitzen. Die Zuhilfenahme von einem Stück Klebeband ist außerdem ratsam (PASMANS et al., 2008). Es gibt allerdings Reptilien, die sich nicht gut von der Nähe auf Ektoparasiten untersuchen lassen und damit wieder als potenzielle Überträger von Ektoparasiten eingestuft werden müssten. Demnach sollte versucht werden, den größten Anteil der neu in den Zoo verbrachten Reptilien auf Ektoparasiten untersuchen zu lassen, um das Risiko einer Einschleppung so gering wie möglich zu halten.

Eine weitere Frage war, ob während der Quarantäne oder bei der Eingangsuntersuchung grundsätzlich eine Blutuntersuchung mit Untersuchung eines Blutausschnittes auf Blutparasiten durchgeführt wird. Diese Frage wurde nur von vier Zoos (10%) bejaht, alle anderen (90%) führen keine Blutuntersuchung durch. Diese Frage zielte darauf ab, herauszufinden, ob die Zoomitarbeiter bedenken, dass neu angeschaffte Reptilien Blutparasiten einführen können, die daraufhin sowohl die einheimischen Tiere als auch die bereits im Zoo ansässigen Tiere gefährden können. Die Blutuntersuchung ist natürlich auch ein finanzieller und zeitlicher Faktor aber auch eine Herausforderung, wenn es um sehr kleine Reptilienarten geht, bei denen eine Blutabnahme schwer oder gar nicht durchführbar ist. Dieses Problem wird oft durch das Abschneiden des Schwanzes oder eine Zehenamputation gelöst, was aber mit dem Tierschutz absolut nicht in Einklang steht und einen massiven Eingriff darstellt (HOFMANN, 2002). Es ist fraglich, ob dieses Vorgehen sinnvoll ist und inwieweit es in Relation mit der Gewinnbringung steht. Allerdings können ein oder mehrere erkrankte Tiere den ganzen Bestand gefährden. Ein möglicher Lösungsansatz kommt von HOFMANN (2002), die bei *Zootoca vivipara* (Waldeidechse) mithilfe eines kleinen, schnell verheilenden Schnittes, Blut gewonnen hat. Ein weiterer Lösungsansatz ist die Blutabnahme mithilfe von Raubwanzen, die an das Reptil gesetzt werden können. Daraufhin kann man das Blut aus dem Magen der Raubwanzen gewinnen und untersuchen. Dazu werden die Nymphenstadien der Triatominen eingesetzt (SCHAUB et al., 2012). Ein anderes Problem ist die Blutabnahme bei sehr unkooperativen Tieren, die hierfür in Narkose gelegt werden müssen. Hier ist ebenso die Frage, ob die Gewinnbringung diesen Eingriff rechtfertigt. Insgesamt ist

es aber ratsam – insofern die Möglichkeit besteht – eine Blutuntersuchung mit Untersuchung eines Blutausstriches durchzuführen, um übertragbare Erkrankungen frühzeitig zu erkennen, bevor sie in den Bestand eingebracht werden können.

2.5. Zuständigkeit und Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung

Bei der Frage nach der Zuständigkeit der Vektorenbekämpfung wurde am häufigsten die Antwort gegeben, dass der interne Tierarzt und die Tierpfleger verantwortlich sind (22,5%). 20% der Zoos gaben an, dass bei ihnen der externe Tierarzt und die Tierpfleger für die Vektorenbekämpfung verantwortlich sind. Ausschließlich der interne Tierarzt ist in 15% zuständig. Man sieht hier also, dass vor allem die Tierpfleger und die verantwortlichen Tierärzte mit der Vektorenbekämpfung betraut sind. Wichtig ist hierbei, dass die Verantwortlichen gut geschult sind, auf was sie achten müssen und wie sie im Falle eines Vektorenbefalls handeln sollten. TUTEN (2011) rät zu einer regelmäßigen Schulung.

Die Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung wird von den Zoomitarbeitern in 32,5% als mittelmäßig wichtig und ebenso in 32,5% als wichtig eingeschätzt. Nur 20% halten sie für sehr wichtig und 12,5% schätzen sie als wenig wichtig ein. Über die breite Verteilung der Einschätzung wird deutlich, dass nicht grundsätzlich ein Bewusstsein für das Risiko besteht, das vom Befall mit Vektoren ausgeht, was womöglich darauf zurückzuführen ist, dass die Zoos vermutlich noch keine Probleme mit Vektoren und mit von ihnen übertragene Erkrankungen gehabt haben. Der Fragebogen hat die Aufmerksamkeit für dieses Thema im besten Fall erhöht.

3. Zusammenhängende Fragestellungen

Bei der Auswertung wurde hier der Zusammenhang verschiedener Aussagen mit dem Auftreten von Vektoren hergestellt. Die Auswertung gestaltet sich teilweise etwas schwierig, da sich die Aussagen hinsichtlich der Fragen nach Haltungsart und Herkunft auf die jeweiligen Tiere und nicht auf die einzelnen Zoos bezogen. Die aussagekräftigsten Ergebnisse gab es hierbei in Bezug auf das Vorkommen von Milben, da im Verhältnis die meisten Zoos Probleme mit Milben angaben. Dahingegen gaben nicht so viele Probleme mit Zecken und Stechmücken an und kein Zoo hatte schon einmal Probleme mit Blutegeln.

Beim Bezug der Haltungsart traten Milben am häufigsten auf, bei Zoos, die

angaben, die gleiche Reptilienart sowohl in Terrarium als auch in der Freianlage zu halten. Hier kamen Milben bei 77,78% vor, dies entsprach allerdings nur einer Anzahl von sieben Zoos, da eine kombinierte Haltung einzelner Reptilienarten nur bei neun Zoos auftrat. Bei den einzelnen Angaben (Terrarium, frei im Tropenhaus und Freianlage) traten Milben am häufigsten bei Zoos auf, die ihre Tiere zum Teil in Freianlagen halten (63,64%). Bei Zoos, die ihre Tiere zum Teil in Terrarien halten, traten Milben immerhin bei 62,16% auf und bei denen, die ihre Reptilien teilweise frei im Tropenhaus halten, gab es bei 52,36% Probleme mit Milben. Die hohe Prozentzahl der Milben bei den Freianlagen könnte dadurch erklärt werden, dass sie hier am meisten Möglichkeit haben, sich frei zu bewegen und von einer Tierart auf eine andere überzugehen, sodass sie sich optimal vermehren können bevor sie entdeckt werden. Werden sie entdeckt, könnte es Probleme mit der Behandlung geben, da die Freianlage mitbehandelt werden müsste und dies oft aufgrund des natürlichen Materials, das das Habitat der Tiere nachbilden soll, problematisch ist. Die hohe Prozentzahl in Bezug auf Terrarienhaltung scheint auf den ersten Blick widersprüchlich, da Milben hier nicht die Möglichkeit haben sollten, sich zwischen den Gehegen auszubreiten. Allerdings könnte es sein, dass die Milben hier schneller entdeckt werden, da die Vermehrung innerhalb eines Terrariums vermutlich schneller zu Problemen bei den betroffenen Tieren führt, da mehr Milben weniger Reptilien befallen. Ein weiterer Grund für den hohen Prozentsatz könnte sein, dass die Terrarienhaltung die am häufigsten angegebene Haltungsart ist und das Verhältnis daher so hoch ist. Bei der Haltung im Tropenhaus traten Milben auch zu mehr als 50% auf. Dies kann auch durch die Vielfalt der Tierarten und die große Möglichkeit der Übertragung und Problematik bei der Bekämpfung der Milben bei der Umgebungsbehandlung eines Tropenhauses erklärt werden. Die Diskussion dieser Werte stellt auch eine Herausforderung dar, da nicht sicher ist, ob die Zoos die Milbenproblematik nur während der Quarantäne oder bei einem festen Tierbestand hatten.

Bezieht man die Haltungsarten auf das Auftreten von Zecken in den Zoos, so ist hier die Aussagekraft fraglich, da Zecken nur in wenigen Zoos als Problem angegeben wurden. Nur insgesamt vier Zoos (10%) hatten Probleme mit Zecken. Bezieht man nun aber dennoch die Haltungsart auf die Zeckenproblematik, treten diese am häufigsten bei der kombinierten Haltung von Terrarium und Tropenhaus auf. Allerdings gibt es diese Kombination nur in fünf Zoos, daher ist der eine Zoo

(20% der Zoos, die diese Haltung haben) hier vermutlich zu vernachlässigen. Außerdem treten am zweithäufigsten Probleme mit Zecken bei der Haltung „Freianlage“ mit 13,64% aller Zoos auf. Dies ist keine sehr hohe Prozentzahl, das Auftreten kann aber dennoch dadurch erklärt werden, dass die Zecken in Freianlagen optimale Bedingungen vorfinden und es schwierig ist, alle Zecken aus einer Freianlage zu entfernen. Hier würde sich bei Befall eine Umgebungsbehandlung anbieten. Am dritthäufigsten traten Zecken bei Terrarienhaltung auf (bei 10,81% aller Zoos, die mitunter in Terrarien halten). Dies kann wiederum dadurch erklärt werden, dass die Zecken wegen der räumlichen Begrenzung einfacher entdeckt werden können. Allerdings ist die Auswertung hinsichtlich der Zecken insgesamt mit Vorsicht zu genießen, da nur wenige Zoos überhaupt Angaben dazu gemacht haben.

Beim Stechmückenbefall traten im Bezug zu den Gehegearten am häufigsten Stechmücken bei der kombinierten Haltung „Frei im Tropenhaus“ und „Freianlage“ auf. Allerdings ist hier die Prozentzahl so hoch, da nur bei drei Zoos diese Haltung bei einer Tierart kombiniert vorkam, daher ist dieses Ergebnis zu vernachlässigen. Bei den Zoos, die keine kombinierten Haltungen bei einer Tierart hatten, gab es die höchste Prozentzahl bei der Haltung im Tropenhaus. Hier waren zwei Zoos betroffen, dies betrifft 10,53% aller Zoos, die Reptilien in Tropenhäusern halten, was dadurch zustande kommen kann, dass in Tropenhäusern für Stechmücken optimale Bedingungen vorherrschen. So finden sie hier meist viele stehende Gewässer vor, welche als Brutstätte genutzt werden können und das zur Vermehrung optimale Klima.

Bei dem Zusammenhang „Häufigkeit des Wasserwechsels und Auftreten von Vektoren“ ist es unsinnig, über die Zusammenhänge mit Milbenbefall und Zecken zu sprechen, da es sich hierbei vermutlich um Zufälle handelt. Milben und Zecken vermehren sich nicht in stehenden Gewässern und es hat nichts mit ihrem Lebenszyklus zu tun, wie oft das Wasser gewechselt wird. Anders ist dies hingegen bei Stechmücken, die sich in stehenden Gewässern vermehren, was durch einen häufigen Wasserwechsel verhindert werden kann. Erstaunlicherweise treten Stechmücken in Zoos auf, die einmal täglich ihr stehendes Gewässer wechseln (11,11%). In Abbildung 34 ist allerdings zu erkennen, dass die Stechmückenproblematik bezüglich aller Häufigkeiten des Wasserwechsels relativ ähnlich ist. Aufgrund der geringen Anzahl der Zoos, in denen Stechmücken

vorkommen, ist es hier allerdings auch schwer, eine allgemeingültige Aussage zu treffen.

Was den Zusammenhang der Quarantänedurchführung mit dem Auftreten von Vektoren angeht, ist bezüglich der Milben auffallend, dass Zoos, die eine Quarantäne durchführen, mehr Probleme mit Milben gemeldet haben als Zoos, die keine Quarantäne durchführen. Dieser Zusammenhang ist auch bei den Zecken und den Stechmücken ersichtlich. Eine logische Erklärung hierfür könnte sein, dass Zoos, die eine Quarantäne durchführen, vermutlich eher Milben und Zecken entdecken, da die Tiere in Quarantänehaltung meist besser zu sehen und zu untersuchen sind. Außerdem führen viele der quarantänedurchführenden Zoos auch eine Untersuchung auf Ektoparasiten während der Quarantäne durch, sodass es hier wahrscheinlicher ist, dass diese Zoos auch Ektoparasiten entdecken. Interessant zu wissen wäre hier, ob Zoos, die keine Quarantäne durchführen, mehr Ektoparasiten im Bestand haben ohne davon zu wissen. Dies könnte nur in einer weiterführenden Untersuchung herausgefunden werden, in der die Reptilien der Zoos untersucht werden.

Im Hinblick auf den Zusammenhang zwischen der Haltung verschiedener Reptilienarten in einem Gehege und dem Auftreten von Vektoren gibt es beim Auftreten der Milben so gut wie keinen Unterschied. Demnach ist hier keine Abhängigkeit festzustellen. Bei Zecken und Stechmücken sieht man einen Unterschied. So treten prozentual mehr Zecken auf, wenn keine Reptilien zusammengehalten werden, allerdings mehr Stechmücken, wenn Reptilien zusammengehalten werden. Man würde erwarten, dass es beim Zusammenhalten von unterschiedlichen Reptilien eher zu mehr Problemen mit Ektoparasiten kommt, da mehr Wirte vorhanden sind. Dies hat sich aber in dieser Auswertung nicht bestätigt. Die einzige Fragestellung, in der ein signifikanter Unterschied besteht, ist der Zusammenhang von vorhandenen Problemen mit Stechmücken, wobei hier die Aussagekraft aufgrund des insgesamt geringen Auftretens der Stechmücken fraglich ist.

Anschließend wurde der Zusammenhang zwischen dem Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Ektoparasitenbefall ermittelt. Hierbei wird deutlich, dass die Zoos mehr Probleme mit Ektoparasiten hatten, wenn sie unterschiedliche Tierklassen mit Reptilien halten. Dies kann dadurch erklärt werden, dass Ektoparasiten auch Parasiten unterschiedlicher Tierklassen sein

können und somit in den anderen Tierklassen zusammen mit den Reptilien die optimalen Bedingungen für ihre Lebensweise finden.

Beim Zusammenhang zwischen der Möglichkeit der Vektorenübertragung während der Quarantäne und Vektorenbefall gab es bei Milben und Zecken keinen signifikanten Unterschied, sodass hier scheinbar keine Abhängigkeit besteht, auch wenn man erwarten würde, dass die Zoos bei der Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne mehr Probleme mit Ektoparasiten haben. Bei Stechmücken wird allerdings deutlich, dass in Zoos, in denen eine Übertragung der Vektoren während der Quarantäne möglich ist, mehr Stechmücken auftraten. Hier kann vermutet werden, dass die Stechmücken durch die Möglichkeit, zwischen unterschiedlichen Gehegen zu wechseln, ein gutes Angebot an Wirten haben und deswegen vermehrt auftreten. Es ist also ratsam, die Gehege so zu gestalten, dass Stechmücken nicht in andere Gehege gelangen können.

4. Empfehlungen für die Haltung von Reptilien in Zoos in Zusammenhang mit Vektorenmanagement

Gewässer:

Bei Gewässern ist es ratsam, so wenig stehende Gewässer wie unbedingt nötig zu haben, um die Anzahl der Stechmücken zu reduzieren, da dadurch die Brutmöglichkeiten vermindert werden. Stehende Gewässer, die nicht entfernt werden können, können mit Bti behandelt werden (DEPLAZES et al., 2013b). Außerdem sollten nicht benutzte stehende Gewässer abgedeckt werden und eine regelmäßige Schulung der Zoomitarbeiter durchgeführt werden (TUTEN, 2011). Auch ein regelmäßiger Wasserwechsel bei stehenden Gewässern ist sinnvoll, da die Entwicklung der Stechmücken im Schnitt 10-14 Tage in Anspruch nimmt (ZITTRA, 2013).

Herkunft:

Es sollte unbedingt darauf geachtet werden, woher neu angeschaffte Tiere stammen. So ist die Gefahr der Einschleppung von Krankheitsvektoren bei Wildfängen und bei Tieren unbekannter Herkunft vermutlich höher als bei Tieren, die aus Betrieben stammen, die beispielsweise Balai-zertifiziert und vertrauenswürdig sind. So gibt es zahlreiche Studien, die zeigen, dass Wildfänge Vektoren mitbringen können (BURRIDGE et al., 2000; BURRIDGE &

SIMMONS, 2003; GONZÁLEZ-ACUÑA et al., 2005; PIETZSCH et al., 2006). Wenn möglich sollten daher Tiere aus deutscher Nachzucht gewählt werden.

Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Reptilienarten oder Tierklassen:

Das Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten oder auch von Reptilien mit anderen Tierklassen kann dann kritisch werden, wenn Krankheiten, die durch Vektoren übertragen werden können, bei Fehlwirten zu massiven Problemen führen (WOZNIAK et al., 1994b). So wurde bei Zecken, die von Reptilien beim Import mitgebracht wurden, der Erreger der Herzwasserkrankheit bei Wiederkäuern nachgewiesen, der für diese sehr gefährlich werden kann (BURRIDGE & SIMMONS, 2003). Es ist also darauf zu achten, dass möglichst wenige unterschiedliche Tierarten zusammengehalten werden, um die Gefahr einer Übertragung schwer verlaufender Erkrankungen zu verhindern.

Untersuchung von verstorbenen bzw. erkrankten Tieren:

Da die Problematik von vektorenübertragenen Blutparasiten in den meisten Fällen keine hohe Aufmerksamkeit erhält, ist es ratsam, Tiere, die ohne erkennbare Ursache verstorben sind, auch auf Blutparasiten untersuchen zu lassen. Auch erkrankte Individuen mit den passenden Symptomen sollten auf Blutparasiten untersucht werden, um den übrigen Bestand zu schützen und rechtzeitig eingreifen zu können.

Quarantäne:

Es ist dringend ratsam, bei jedem neu angeschafften Tier eine Quarantäne durchzuführen. Während der Quarantänezeit sollten die Tiere auf mögliche Vektoren untersucht werden (PASMANS et al., 2008). Auch eine Blutuntersuchung mit Auswertung eines Blutausstriches auf Blutparasiten ist, wenn möglich, durchzuführen. Die Dauer der Quarantäne ist umstritten. So raten PASMANS et al. (2008) zu einer Quarantänezeit von mindestens 90 Tagen, EULENBERGER (2006) zu einer Dauer von vier bis acht Wochen, ADLER et al. (2011) zu einer Zeit von zwei bis vier Wochen. Die Unterbringung der Tiere in Quarantäne sollte getrennt von den anderen Tieren erfolgen und im besten Fall gibt es Angestellte, die nur für die Quarantänestation zuständig sind. Ist dies nicht zu realisieren, muss zumindest auf eine intensive Desinfektion geachtet werden bevor zwischen Quarantänestation und normalem Betrieb gewechselt wird. Auch die Gerätschaften sollten regelmäßig

gereinigt und desinfiziert werden (EULENBERGER, 2006). Außerdem sollte darauf geachtet werden, dass die Gehege in der Quarantänestation so dicht sind, dass Vektoren nicht nach außen dringen können.

Schulung des Personals:

Das Personal, vor allem jenes, das viel mit Reptilien in Kontakt kommt, sollte geschult werden, sodass es weiß, auf was zu achten ist, wenn der Verdacht eines Vektorenbefalls aufkommt.

Behandlung bei Vektorenbefall:

Wird ein Vektorenbefall beobachtet, so sollte dieser schnellstmöglich behandelt werden, um eine weitere Ausbreitung zu verhindern. So können Stechmücken beispielsweise mit Bti bekämpft werden (<http://www.culindex.de/bek%C3%A4mpfung/allgemeine-informationen/>), Milben und Zecken mit Fipronil oder Ivermectin, wobei diese Behandlung wegen ihrer Toxizität auch gegenüber Reptilien mit Vorsicht durchzuführen ist. Eine andere Möglichkeit der Milbenbekämpfung besteht im Einsatz von Raubmilben. Diese finden und fressen parasitäre Milben. Dafür werden weibliche Hypoaspis-Individuen eingesetzt, die anschließend ihre Eier in den Bodengrund legen. Die Nymphen und Adulten ernähren sich daraufhin von anderen Schädlingen (FITZGERALD & VERA, 2006). Diese Raubmilben werden auch „Dutchy´s“ genannt (DÖRNATH, 2014). Auch eine Umgebungsbehandlung des betroffenen Gebietes ist unbedingt anzuraten, da der Befall sonst schwer in den Griff zu bekommen ist (PASMANS et al., 2008). So wurde in einem Zoo eine Zeckenproblematik bei Komodowaranen (*Varanus komodoensis*) nur über die Umgebungsbehandlung mit Permethrin gelöst, ohne dass die Tiere selber einer Behandlung unterzogen werden mussten, da dies nicht erwünscht war (BURRIDGE et al., 2004).

Monitoring:

Neu angeschaffte Tiere sowie Tiere, die ohne offensichtlichen Grund erkrankt sind, sollten auf Blutparasiten untersucht werden. Weiterhin sind regelmäßige Kontrolluntersuchungen zur Reduzierung eines Risikos von Erkrankungen der Tiere des Bestandes wichtig und empfehlenswert. Besonders hinsichtlich des zoonotischen Potenzials stellen diese Untersuchungen eine wichtige Maßnahme zur

Minimierung eines Infektionsrisikos für den Menschen, hier speziell für Zoomitarbeiter und Zoobesucher, dar. So haben sich beispielsweise für aviäre Mykobakterien, die sowohl bei Vögeln als auch bei Menschen zu schweren Erkrankungen führen können, Kontrollprogramme sehr bewährt. Im Tierpark Hellabrunn in München werden bei den Vögeln im Bestand seit einigen Jahren Eingangsuntersuchungen sowie mindestens jährliche serologische Bestandsuntersuchungen durchgeführt. Bei einem positiven Befund werden daraufhin Kot- und Biopsieuntersuchungen zum direkten Nachweis von Mykobakterien und die Elimination der positiv getesteten Vögel aus dem Bestand durchgeführt. Auf diese Weise konnten die Häufigkeiten von Infektionen und Erkrankungen durch Mykobakterien der Zoovögel und damit auch das Zoonoserisiko deutlich gesenkt werden (KORBEL, 2018, persönliche Mitteilung). Bei Reptilien ist es ratsam, ebenso ein Monitoring durchzuführen und mit Blutparasiten infizierte Tiere isoliert oder mit anderen betroffenen Individuen in so einer Weise zu halten, dass Vektoren keinen Zugang zu deren Gehege haben.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die Reptilienhaltung in deutschen Zoos ist inzwischen weit verbreitet. Es finden sich dort daher immer mehr auch sehr „exotische“ Reptilien, die die Attraktivität der Zoos steigern sollen. In anderen Ländern gibt es inzwischen einige Untersuchungen, dass Reptilien Vektoren und durch sie übertragene Erkrankungen einschleppen, die daraufhin einheimische Tiere aber auch den Zoobestand gefährden können.

Ziel dieser Arbeit war es einerseits, herauszufinden, ob und in welchem Umfang sich Zoomitarbeiter der Gefahr, die von Vektoren und der durch sie übertragenen Erkrankungen ausgeht, bewusst sind. Sie soll andererseits ein größeres Bewusstsein für die Thematik schaffen und als Grundlage für weitere Untersuchungen dienen, in denen beispielsweise die Reptilien der befragten Zoos auf Krankheitsvektoren oder mittels Blutuntersuchungen auf Blutparasiten getestet werden könnten.

Dazu wurden schriftliche Fragebögen postalisch an ausgewählte Zoos versendet, die die Kriterien eines Standorts in Deutschland und der Haltung mindestens zehn unterschiedlicher Reptilienarten erfüllten. Diese Vorlagen wurden in Deutschland von 90 Zoos erfüllt, wovon 40 an der Studie teilnahmen, was einer Teilnahmequote von 44,44% entspricht. Jeder Zoo wurde hinsichtlich der Dauer der Reptilienhaltung, den Haltungsbedingungen und der Herkunft sowie dem Auftreten von parasitär-bedingten Erkrankungen (speziell Blutparasiten), dem Vorkommen von Vektoren (Milben, Zecken, Stechmücken, Blutegeln), den Quarantänebedingungen und der Einschätzung der Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung sowie deren Zuständigkeit befragt. In Bezug auf die Haltungsbedingungen wurde für jede Tierart die Gehegeumfriedung und vorhandene Gewässer abgefragt. Außerdem wurde nach der Haltung gemeinsam mit anderen Tierarten gefragt. Die Frage nach der Haltungsdauer von Reptilien wurde von 75% der Zoos mit mehr als 20 Jahren beantwortet. 470 unterschiedliche Reptilienarten können für die befragten Zoos summiert werden. Die meisten Reptilien in deutschen Zoos werden in Terrarien gehalten (38,95% aller möglichen Haltungskombinationen). Hinsichtlich der Wasserstellen stellte sich heraus, dass die meisten Zoos in den Reptiliengehegen mit stehenden Wasserstellen arbeiten (49,46%), wobei diese in den meisten Fällen einmal wöchentlich gewechselt

werden (23,73%). Die meisten Reptilien der befragten Zoos stammen aus deutscher Nachzucht (49,4%), bei 33,62% ist die Herkunft unbekannt und 9,47% sind importiert. 85% der Einrichtungen halten unterschiedliche Reptilienarten in einem Gehege zusammen, wobei der Prozentsatz der Reptilien, die mit anderen Tierklassen gehalten werden, bei 71,79% liegt. Die parasitär-bedingten Erkrankungen „*Haemogregarina sp.*“ und „*Hepatozoon sp.*“ traten laut beantworteten Fragebögen bei zwei befragten Zoos auf und verliefen hier jeweils letal. *Sauroleishmania* hingegen kam nur in einem Zoo vor, wohingegen von vier Zoos über Filarienbefall berichtet wurde, der teilweise letal verlief. *Karyolysus sp.* und *Trypanosoma* wurden bisher von keinem der befragten Zoos nachgewiesen. Krankheitsvektoren wie Milben, Zecken, Stechmücken und Blutegel traten bei 65% der an der Umfrage beteiligten Zoos auf, wobei Milben mit 62,5% den Großteil ausmachten. Blutegel hingegen wurden in keinem Zoo beobachtet. Eine Quarantäne wurde von 85% der Zoos durchgeführt. Bei den meisten beteiligten Zoos betrug die Dauer der Quarantäne vier bis sechs Wochen. Sie ist allerdings häufig von bestimmten Faktoren, wie Kotuntersuchungen, abhängig. Außerdem gibt es bei 50% der quarantänedurchführenden Zoos Ausnahmen, die zu einem Quarantäneausfall führen. Bei 50% der Zoos, die ihre Reptilien nach ihrer Ankunft in Quarantäne halten, können in dieser Zeit trotzdem Vektoren übertragen werden. 91,43% untersuchen die Tiere während der Quarantänezeit auf Krankheitsüberträger. Nur 10% der Zoos gaben an, bei Neuanschaffungen von Reptilien eine Blutuntersuchung mit Beurteilung eines Blutausstriches durchzuführen. 32,5% der Zoomitarbeiter beurteilten die Vektorenbekämpfung als mittelmäßig wichtig und derselbe Prozentsatz als wichtig, wobei in den meisten Fällen die Tierpfleger und Tierärzte für die Vektorenbekämpfung zuständig sind.

Die hier ermittelten Ergebnisse zeigen, dass es in den Zoos Vektoren- und Blutparasitenproblematiken gibt, dies aber noch nicht hinreichend untersucht wurde. So können sowohl Krankheitsvektoren als auch Blutparasiten bei Reptilien relativ einfach Eingang in deutsche Zoos finden und unter für sie günstigen Bedingungen zu Krankheitsausbrüchen führen. Außerdem zeigt diese Studie, dass hinsichtlich der Kenntnis und des Bewusstseins in Bezug auf Vektorenmanagement bei Zoos teilweise noch Aufklärungsbedarf besteht. Um herauszufinden, wie stark der Vektoren- und Blutparasitenbefall bei Reptilien in deutschen Zoos tatsächlich ist, bedarf es weiterführender Studien.

Insgesamt wird auf Basis dieser Studie den Zoos geraten, stehende Gewässer soweit wie möglich zu reduzieren, auf die Herkunft neu angeschaffter Reptilien zu achten und außerdem das Zusammenhalten unterschiedlicher Reptilienarten aber auch von Reptilien mit anderen Tierklassen zu reduzieren. Zusätzlich sollten neu angeschaffte Tiere auf Vektoren untersucht werden und zu Beginn in Quarantäne kommen sowie ohne offensichtlichen Grund verstorbene Reptilien auf Blutparasiten untersucht werden. Neu angeschaffte und ohne erkennbaren Grund erkrankte Reptilien sollten außerdem auch wegen des teilweise vorhandenen Zoonosepotenzials und der damit einhergehenden Gefährdung der Zoomitarbeiter und der Zoobesucher auf Blutparasiten untersucht werden. Ebenso sollten regelmäßig Kontrolluntersuchungen vorgenommen werden und bei positivem Befund die Tiere einzeln oder mit anderen betroffenen Tieren in so einer Weise gehalten werden, dass Vektoren der Zugang zu ihrem Gehege unmöglich ist. Diese Individuen sollten weiterhin regelmäßig untersucht werden, wobei hier ein besonderes Augenmerk auf den Blutausschlag zu legen ist. Ebenso ist es sinnvoll, in den Zoos das Personal hinsichtlich eines Vektorenbefalls zu schulen und einen solchen beim Auftreten unverzüglich zu behandeln.

VII. SUMMARY

Keeping reptiles in German zoos is common. More and more zoos are increasing their attractiveness with the help of reptiles, partly even with “exotic” ones. Meanwhile, studies from other countries are showing that reptiles can introduce vectors, which then can transmit diseases. These diseases can endanger not only native animals, but also the livestock of the zoos.

The objective of the submitted research was to figure out, if the zoo workers know about the danger of vectors and diseases, that are transmitted by these and if they do, in which extent. Furthermore, this study can be the basis for further investigations, in which, for example, reptiles in participated zoos could be examined for vectors of diseases or in a further step for blood parasites.

Several questionnaires were sent to selected zoos by post. These zoos met the criteria of being located in Germany and keeping at least 10 different reptile species. 90 zoos fitted those specifications, of which 40 participated in this study. This corresponds to a participation rate of 44,44%. Each zoo was asked to provide the following information: period of keeping reptiles, housing conditions, origin, occurrence of diseases, that are transmitted by vectors, especially blood parasites, presence of vectors (mites, ticks, mosquitoes and leeches), conditions of the quarantine, assessment of the importance of vector control and the responsibility for fighting these. About the housing conditions of each present reptile species, information of the enclosure of the compound and the present waters were requested. Furthermore, it was determined if they keep them with other reptile species and other animal classes together, or both. The question of the period of keeping reptiles revealed that 75% of the zoos have kept reptiles for more than 20 years. In the consulted zoos, a total of 470 different reptile species were kept. The most reptiles in German zoos are kept in terrariums with 38,95% of all possibilities. The most zoos work with standing waters in the enclosures of reptiles (49,4%). These waters are mostly changed once a week (23,73%). The most reptiles come from German offspring (49,4%), while 33,62% of them have unknown origin and 9,47% of the reptiles are imported. 85% of the facilities are keeping different reptile species together in one enclosure. Reptiles are kept with other animal classes at 71,79% according to the consulted zoos. The parasitic diseases “*Haemogregarina*

sp.” and “*Hepatozoon sp.*” appeared in two zoos and were always lethal. *Sauroleishmania* was only present in one zoo, whereas *Filaria* infestation was reported by four zoos. The infection with *Filaria* was partly lethal. *Karyolysus sp.* and *Trypanosoma* haven’t been detected by any of the zoos so far. Vectors such as mites, ticks, mosquitoes and leeches occurred in 65% of the participating zoos, with mites accounting for the highest number of 62,5%. Leeches were not observed in any zoo. A quarantine was performed by 85% of the zoos. The quarantine takes 4-6 weeks in most zoos, but it often depends on certain factors like examinations of the feces. In 50% of the zoos, which perform quarantine, there are some exceptions where they don’t perform any. Furthermore, in 50% of the zoos, that make a quarantine, there can occur a transmission of vectors while it is in progress. 91,43% of the quarantine performing zoos examine the reptiles for ectoparasites in this time. Only 10% of the zoos make a blood test after the arrival of new reptiles with investigation of the blood smear. 32,5% of the zoo workers evaluate vector control as mediocre important, the same percentage as important, whereas in the most cases the stockmen and veterinarians are responsible for vector control.

The results of this study show, that problems with vectors and blood parasites in German zoos do exist, but there is more investigation necessary. So, can vectors of diseases and blood parasites in reptiles be introduced in German zoos and lead to problems. Those can lead to outbreaks with the help of vectors. This study shows that in zoos there is a need for education in the case of vectors. In order to find out, how distinct the infestation of vectors and of blood parasites is, there is more investigation needed.

Overall in this study zoos are advised to reduce stagnant water as much as possible, to look for the origin of new acquired reptiles and furthermore to reduce keeping together different species of reptiles and reptiles with other animal classes. Additionally, new acquired animals should be examined for vectors and for blood parasites and they should be kept in quarantine for a while. Reptiles, that are new acquired or ill without a recognizable reason, should be examined for blood parasites, also because of the zoonotic potential and the associated endangerment of the staff and the zoo visitors. Also, frequent monitoring should be realized. If the result is positive, the affected animals should be kept single or with other affected animals in a way, that no vector is able to reach their enclosure. These individuals should be examined frequently with a focus on the blood smear. In addition,

reptiles, which died without obvious reasons, should be screened for blood parasites. Likewise, it makes sense to train the staff in the zoos on vector infestations and if there is an infestation to treat this as soon as possible.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Adler PH, Tuten HC, Nelder MP. Arthropods of medicoveterinary importance in zoos. Annual review of entomology 2011; 56: 123-42.

Ahmad J. Vivarium, Aquarium, Terrarium and Herbarium. In: Teaching of Biological Sciences. Ahmad J, ed. New Delhi: PHI Learning 2011: 316-28.

Ajuwape A, Sonibare A, Adedokun R, Adedokun O, Adejinmi J, Akinboye D. Infestation of royal python (*Python regius*) with ticks *Amblyomma hebraeum* in Ibadan Zoo, Nigeria. Tropical Veterinarian 2003; 21: 38-41.

Amo L, López P, Martín J. Prevalence and intensity of haemogregarinid blood parasites in a population of the Iberian rock lizard, *Lacerta monticola*. Parasitology research 2004; 94: 290-3.

Anderson RC. The Superfamily Filarioidea. In: Nematode Parasites of Vertebrates Their Development and Transmission. Anderson RC, ed. Ontario: CABI Publishing 2000:

ANONYMUS. Alte Welt. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag: <http://www.spektrum.de/lexikon/geographie/alte-welt/301>. 20.11.2017.

ANONYMUS (1992) Richtlinie 92/65/EWG des Rates vom 13. Juli 1992. Ed Union E. ABL. (Amtsblatt der Europäischen Union)

ANONYMUS. Geschichte Zoo Berlin. Berlin: Zoo Berlin 2016; 17.11.2017: <https://www.zoo-berlin.de/de/ueber-uns/geschichte-zoo-berlin>.

Arricau-Bouvery N, Rodolakis A. Is Q Fever an emerging or re-emerging zoonosis? Vet. Res. 2005; 36: 327-49.

Atteslander P. Weitere Fragebogenstrategien. In: Methoden der empirischen

Sozialforschung. Atteslander P, ed. Berlin [u.a.]: de Gruyter 2003: 174-90.

Ayala SC, Lee D. Saurian Malaria: Development of Sporozoites in Two Species of Phlebotomine Sandflies. *Science* 1970; 167: 891-2.

Bain O, Babayan S. Behaviour of filariae: morphological and anatomical signatures of their life style within the arthropod and vertebrate hosts. *Filaria Journal* 2003; 2: 16.

Ball GH, Chao J, Telford Jr SR. The life history of *Hepatozoon rarefaciens* (Sambon and Seligmann, 1907) from *Drymarchon corais* (Colubridae), and its experimental transfer to *Constrictor constrictor* (Boidae). *The Journal of parasitology* 1967: 897-909.

Ball GH, Chao J, Telford Jr SR. *Hepatozoon fusifex* sp. n., a hemogregarine from *Boa constrictor* producing marked morphological changes in infected erythrocytes. *The Journal of parasitology* 1969: 800-13.

Baruch Y, Holtom BC. Survey response rate levels and trends in organizational research. *Human Relations* 2008; 61: 1139-60.

Bates PA. Transmission of *Leishmania* metacyclic promastigotes by phlebotomine sand flies. *International journal for parasitology* 2007; 37: 1097-106.

Beck W, Pfister K. Mites as a cause of zoonoses in human beings. *Wiener klinische Wochenschrift* 2006; 118: 27-32.

Beck W, Pantchev N. Parasitosen bei Reptilien (Schlangen, Schildkröten, Echsen). In: *Praktische Parasitologie bei Heimtieren*. Beck W, Pantchev N, eds. Hannover: Schlütersche Verlagsgesellschaft 2013: 238-341.

Becker N. Die Rolle der Globalisierung und Klimaveränderung auf die Entwicklung von Stechmücken und von ihnen übertragenen Krankheiten in Zentral-

Europa. Umweltwissenschaften und Schadstoff-Forschung 2009; 21: 212-22.

Booden T, Chao J, Ball GH. Transfer of Hepatozoon sp. from Boa constrictor to a lizard, Anolis carolinensis, by mosquito vectors. Journal of Parasitology 1970; 56: 832-3.

Bowman D, Little SE, Lorentzen L, Shields J, Sullivan MP, Carlin EP. Prevalence and geographic distribution of Dirofilaria immitis, Borrelia burgdorferi, Ehrlichia canis, and Anaplasma phagocytophilum in dogs in the United States: Results of a national clinic-based serologic survey. Veterinary parasitology 2009; 160: 138-48.

Brooks RJ, Galbraith DA, Layfield JA. Occurrence of Placobdella parasitica (Hirudinea) on Snapping Turtles, Chelydra serpentina, in Southeastern Ontario. The Journal of parasitology 1990; 76: 190-5.

Bundesamt für Naturschutz. WA-Datenbank VIA des Bundesamtes für Naturschutz, . 2015a: http://www.wa-jahresstatistik.de/ergebnis.xsql?P_Bereich=---&P_Suchrang=KLA&P_WissName=Reptilia+spp.&P_DtName=&P_WA=---&P_EU=---&P_ImpExp=2&P_IELand=---&P_Jahr1=2016&P_Jahr2=2016&P_Urland=---&P_Ware=LIV&P_Herkunft=---&P_Zweck=---&P_Maxrows=10&P_Skiprows=0&P_ID=20180105180256551430. 05.01.2018.

Bundesamt für Naturschutz. WA-Datenbank VIA des Bundesamtes für Naturschutz. 2015b: http://www.wa-jahresstatistik.de/ergebnis.xsql?P_Bereich=---&P_Suchrang=SPE&P_WissName=Furcifer+pardalis&P_DtName=&P_WA=---&P_EU=---&P_ImpExp=1&P_IELand=---&P_Jahr1=2014&P_Jahr2=2014&P_Urland=---&P_Ware=LIV&P_Herkunft=---&P_Zweck=---&P_Maxrows=10&P_Skiprows=0&P_ID=20180108155556250741. 08.01.2018.

Bundesamt für Naturschutz. WA-Datenbank VIA des Bundesamtes für Naturschutz. 2015c: http://www.wa-jahresstatistik.de/ergebnis.xsql?P_Bereich=---&P_Suchrang=KLA&P_WissName=Reptilia+spp.&P_DtName=&P_WA=---

[&P_EU=---&P_ImpExp=2&P_IELand=---](#)
[&P_Jahr1=2016&P_Jahr2=2016&P_Urland=DE&P_Ware=LIV&P_Herkunft=---](#)
[&P_Zweck=---](#)
[&P_Maxrows=10&P_Skiprows=0&P_ID=20180105165314440451](#). 05.01.2018.

Burridge MJ, Simmons L-A, Allan SA. Introduction of potential heartwater vectors and other exotic ticks into Florida on imported reptiles. *Journal of Parasitology* 2000; 86: 700-4.

Burridge MJ, Simmons LA. Exotic ticks introduced into the United States on imported reptiles from 1962 to 2001 and their potential roles in international dissemination of diseases. *Veterinary parasitology* 2003; 113: 289-320.

Burridge MJ, Simmons L-A, Condie T. Control of an exotic tick (*Aponomma komodoense*) infestation in a Komodo dragon (*Varanus komodoensis*) exhibit at a zoo in Florida. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2004; 35: 248-9.

Campbell TW. Hemoparasites. In: *Reptile Medicine and Surgery*. Mader DR, ed. St.Louis, Missouri: Saunders-Elsevier 2006: 801-5.

Chao J, Ball GH. Transfer of *Hepatozoon rarefaciens* (Sambon and Seligmann, 1907) from the indigo snake to a gopher snake by a mosquito vector. *The Journal of parasitology* 1969; 55: 681-2.

Chia NM, Miller JH. Morphological and Developmental Studies of the Snake Trypanosome *Trypanosoma hydrae* Ayala, Atkinson, Vakalis, 1983 in Experimentally Infected Hosts and in Culture. *The Journal of Protozoology* 1984; 31: 352-6.

Christensen HA, Telford SR. *Trypanosoma thecadactyli* sp. n. from forest geckoes in Panama, and its development in the sandfly *Lutzomyia trinidadensis* (Newstead)(Diptera, Psychodidae). *Journal of Eukaryotic Microbiology* 1972; 19: 403-6.

Cook CA, Netherlands EC, Smit NJ. Redescription, molecular characterisation and taxonomic re-evaluation of a unique African monitor lizard haemogregarine *Karyolysus paradoxa* (Dias, 1954) n. comb. (Karyolysidae). *Parasites & Vectors* 2016; 9: 347.

Culinox Becker GmbH. Die Bekämpfung der Stechmücken. Ludwigshafen am Rhein: Culinox Becker GmbH:
<http://www.culinox.de/bek%C3%A4mpfung/allgemeine-informationen/>.
05.12.2017.

Czihak G, Langer H, Ziegler H (2013) *Biologie: Ein Lehrbuch*. Springer Berlin Heidelberg

Danilewsky B. Die Hämatozoen der Kaltblüter. *Archiv für mikroskopische Anatomie* 1884; 24: 588-98.

Davy CM, Shim KC, Coombes SM. Leech (Annelida: Hirudinea) infestations on Canadian turtles, including the first Canadian record of *Helobdella modesta* from freshwater turtles. *The Canadian Field-Naturalist* 2009; 123: 44-7.

Degiusti DL, Sterling CR, Dobrzecowski D. Transmission of the Chelonian Haemoproteid *Haemoproteus metchnikovi* by a Tabanid Fly *Chrysops callidus*. *Nature* 1973; 242: 50.

Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H. Teil II Parasiten und Parasitosen: Protozoa. In: *Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin*. Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H, eds. Stuttgart: Enke 2013a: 31-144.

Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H. Stamm Arthropoda. In: *Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin*. Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H, eds. Stuttgart: Enke 2013b:

Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H. Stamm Alveolata. In: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H, eds. Stuttgart: Enke 2013c: 65-133.

Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H. Stamm Annelida (Ringelwürmer). In: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H, eds. Stuttgart: Enke 2013d: 369.

Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H. Stamm Myxozoa. In: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H, eds. Stuttgart: Enke 2013e: 146-55.

Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H. Stamm Euglenozoa. In: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Deplazes P, Eckert J, Samson-Himmelstjerna Gv, Zahner H, eds. Stuttgart: Enke 2013f: 46-64.

Derraik JG. Mosquitoes (Diptera: Culicidae) breeding in artificial habitats at the Wellington Zoo. The Weta 2004; 28: 28-31.

Dörnath KA. Haltungs-und fütterungsbedingte Erkrankungen der Streifenköpfigen Bartagame (*Pogona vitticeps*). kleintier konkret 2014; 17: 31-7.

Dudenredaktion (o.J.). "Exote". <https://www.duden.de/rechtschreibung/Exote>. 23.03.2018.

DVOŘÁKOVÁ N, KVIČEROVÁ J, PAPOUŠEK I, Javanbakht H, Tiar G, Kami H, ŠIROKÝ P. Haemogregarines from western Palaearctic freshwater turtles (genera *Emys*, *Mauremys*) are conspecific with *Haemogregarina stepanowi* Danilewsky, 1885. Parasitology 2014; 141: 522-30.

Eulenberger K. Krankheiten der Reptilien und Amphibien. In: Zootierhaltung. Dittrich L, Puschmann W, Engelmann W-E, eds. Frankfurt am Main: Verlag Harri Deutsch 2006: 64-73.

Fajfer M. Acari (Chelicerata)-parasites of reptiles. *Acarina* 2012; 20: 108-29.

Falli AM, Desser SS. On species of the *Leucocytozoon*, *Haemoproteus*, and *Hepatocystis*. In: *Parasitic Protozoa*. Kreier JP, ed. New York: Academic Press 1977: 239-66.

Fernando SP, Udagama-Randeniya PV. Parasites of selected reptiles of the National Zoological Garden, Sri Lanka. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2009; 40: 272-5.

Fèvre E, Coleman P, Odiit M, Magona J, Welburn S, Woolhouse M. The origins of a new *Trypanosoma brucei rhodesiense* sleeping sickness outbreak in eastern Uganda. *The Lancet* 2001; 358: 625-8.

Fialho RF, Schall JJ. Thermal Ecology of a Malarial Parasite and its Insect Vector: Consequences for the Parasite's Transmission Success. *Journal of Animal Ecology* 1995; 64: 553-62.

Fitzgerald KT, Vera R. Acariasis. In: *Reptile Medicine and Surgery*. Mader DR, ed. St.Louis, Missouri: Saunders-Elsevier 2006: 720-38.

Frank W. Neubeschreibung einer Filarie, *Macdonaldius pflugfelderi* n. spec.(Nematodes, Filarioidea) aus der Muskulatur der Wasseragame, *Physignathus lesueurii* (Gray)(Reptilia, Agamidae). *Parasitology research* 1964a; 24: 442-52.

Frank W. Die Übertragung der Filarien-Infektionsstadien von *Macdonaldius oschei* Chabaud et Frank 1961 (Filarioidea, Onchocercidae) durch *Ornithodoros talaje* (Ixodoidea, Argasidae) auf den Endwirt; zugleich ein Beitrag zur Biologie des Überträgers. *Parasitology research* 1964b; 24: 415-41.

Frank W. Die pathogenen Wirkungen von *Macdonaldius oschei* Chabaud et Frank 1961 (Filarioidea, Onchocercidae) bei verschiedenen Arten von Schlangen (Reptilia, Ophidia). *Parasitology research* 1964c; 24: 249-75.

Friedrich-Löffler-Institut (2013) Erster Nachweis des Hundeherzwurms *Dirofilaria immitis* in deutschen Stechmücken. Friedrich-Löffler-Institut, Insel Riems/Müncheberg

González-Acuña D, Beldoménico PM, Venzal JM, Fabry M, Keirans JE, Guglielmone AA. Reptile trade and the risk of exotic tick introductions into southern South American countries. *Experimental & applied acarology* 2005; 35: 335-9.

Graf R, Pfeleiderer J, Fritsche M, Schmidt J, Mantei R, Peter SP, Spangenberg F. Zootierliste. <http://www.zootierliste.de/>. 02.2016-04.2016.

Greenblatt RJ, Work TM, Balazs GH, Sutton CA, Casey RN, Casey JW. The *Ozobranchus* leech is a candidate mechanical vector for the fibropapilloma-associated turtle herpesvirus found latently infecting skin tumors on Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*). *Virology* 2004; 321: 101-10.

Häder M. Erhebungsmethoden. In: Empirische Sozialforschung. Häder M, ed. Wiesbaden: Springer VS 2010: 187-338.

Haklová-Kočíková B, Hižňanová A, Majláth I, Račka K, Harris DJ, Földvári G, Tryjanowski P, Kokošová N, Malčėková B, Majláthová V. Morphological and molecular characterization of *Karyolysus* – a neglected but common parasite infecting some European lizards. *Parasites & Vectors* 2014; 7: 555.

Halla U, Korbel R, Mutschmann F, Rinder M. Blood parasites in reptiles imported to Germany. *Parasitology research* 2014; 113: 4587-99.

Halla U (2015) Untersuchungen zum Blutparasitenstatus importierter Reptilien: Blood parasites in reptiles imported to Germany. München, Ludwig-Maximilians-Universität, Diss., 2015

Harkewicz KA. Dermatologic problems of reptiles. *Seminars in Avian and Exotic*

Pet Medicine 2002; 11: 151-61.

Harvey-Clark C (1995) Common dermatologic problems in pet reptilia. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. 205-19

Hofmann S. Eine einfache Methode zur Blutentnahme bei *Zootoca vivipara* (JACQUIN, 1787). SALAMANDRA-BONN- 2002; 38: 145-8.

Hsu C-K, Campbell GR, Levine ND. A Check-List of the Species of the Genus *Leucocytozoon* (Apicomplexa, Plasmodiidae). Journal of Eukaryotic Microbiology 1973; 20: 195-203.

Huff CG. Exoerythrocytic stages of avian and reptilian malarial parasites. Experimental parasitology 1969; 24: 383-421.

Huijben S, Schaftenaar W, Wijsman A, Paaijmans K, Takken W. Avian malaria in Europe: An emerging infectious disease? In: Emerging pests and vector-borne diseases in Europa Wageningen: Wageningen Academic Publisher 2007: 499.

Hujer D. Tierpark Hellabrunn. Tierpark Hellabrunn: <http://www.hellabrunn.de/ueber-hellabrunn/tierparkhistorie/>. 05.12.2017.

Irizarry-Rovira AR, Wolf A, Bolek M, Christian JA, DeNicola DB. Blood Smear from a Wild-Caught Panther Chameleon (*Furcifer pardalis*). Veterinary Clinical Pathology 2002; 31: 129-32.

Jakes KA, O'Donoghue P, Munro M, Adlard R. Hemoprotozoa of freshwater turtles in Queensland. Journal of Wildlife Diseases 2001; 37: 12-9.

Javanbakht H, Kvičerová J, Dvořáková N, Mikulíček P, Sharifi M, Kautman M, Maršíková A, Šíroky P. Phylogeny, diversity, distribution, and host specificity of *Haemoproteus* spp. (Apicomplexa: Haemosporida: Haemoproteidae) of Palearctic Tortoises. Journal of Eukaryotic Microbiology 2015; 62: 670-8.

Junhold J. Ein Zoo im Wandel. <http://www.zoo-leipzig.de/wir-ueber-uns/zoo-historie/>. 04.01.2018.

Keller C, Stahel W, Jaggi B, Invernizzi R, Locher R, Ferster M, Meili R, Frisullo R (2007) Einführung in die Statistik-Umgebung R

Kenny MJ, Shaw SE, Hillyard PD, Forbes AB. Ectoparasite and haemoparasite risks associated with imported exotic reptiles. Veterinary Record 2004; 154: 434-5.

Klös H-G. Berliner Aquariengeschichte. In: Vom Seepferdchen bis zum Krokodil. Klös H-G, Lange J, eds. Berlin: Presse- u. Informationsamt d. Landes Berlin 1985: 102 S. :.

Könneker C. Milben. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag 1999: <http://www.spektrum.de/lexikon/biologie/milben/43037>. 06.11.2017.

Krojß PJ. zoosFakten. stadt land Fluss GmbH 2015a; 30.06.2015: <http://zoos.media/zoo-fakten/geschichte-zoos/>. 05.12.2017.

Krojß PJ. zoosfakten. 2015b; 14.06.2015: <http://zoos.media/zoo-fakten/besucherszahlen-zoos/>. 01.11.2017.

Lainson R, Shaw JJ. A new haemosporidian of lizards, *Saurocytozoon tupinambigenov.*, sp.nov., in *Tupinambus nigropunctatus* (Teiidae). Parasitology 1969; 59: 159-62.

Landau I, Paperna I. The assignment of *Hepatozoon mauritanicum*, a tick-transmitted parasite of tortoise, to the genus *Hemolivia*. Parasite 1997; 4: 365-7.

Lowichik A, Yaeger RG. Ecological aspects of snake hemogregarine infections from two habitats in southeastern Louisiana. The Journal of parasitology 1987; 73: 1109-15.

Lücker H, Engelmann WE. Das Terrarium als Lebensraum Reptiliengehege. In: Zootierhaltung. Dittrich L, Puschmann W, Engelmann W-E, eds. Frankfurt am Main: Verlag Harri Deutsch 2006: 29-49.

Martinele I, Tostes R, Castro R, D'Agosto M. Prevalence of *Haemoproteus* spp.(Apicomplexa: Haemoproteidae) in tortoises in Brazil and its molecular phylogeny. *Parasitology research* 2016; 115: 249-54.

Mehlhorn H. Würmer (Helminthes). In: Die Parasiten der Tiere. Mehlhorn H, ed. Berlin [u.a.]: Springer Spektrum 2012: 187-368.

Michel J-C. *Hepatozoon mauritanicum* (Et. et Ed. Sergent, 1904) n. comb., parasite de *Testudo graeca*: redescription de la sporogonie chez *Hyalomma aegyptium* et de la schizogonie tissulaire d'après le matériel d'E. Brumpt. *Annales de Parasitologie humaine et comparée* 1973; 48: 11-21.

Minter-Goedbloed E, Leake C, Minter D, McNamara J, Kimber C, Bastien P, Evans D, Le Ray D. *Trypanosoma varani* and *T. grayi*-like trypanosomes: Development in vitro and in insect hosts. *Parasitology research* 1993; 79: 329-33.

Motta ROC, Cunha LM, Leite RC, Da Silva IJ, Pinto ACA, Braga ÉM, Da Cunha AP, De Oliveira PR. *Hepatozoon* ssp.(Apicomplexa: Hepatozoidae) Infection and Selected Hematological Values of the Neotropical Rattlesnake, *Crotalus durissus collilineatus* (Linnaeus, 1758)(Serpentes: Viperidae), from Brazil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2011; 42: 399-407.

Mutlow AG, Dryden MW, Payne PA. Flea (*Pulex simulans*) infestation in captive Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2006; 37: 427-9.

Mutschmann F. Parasitosen der Reptilien. In: Veterinärmedizinische Parasitologie. Schnieder T, Boch J, Supperer R, eds. Stuttgart: Parey 2006: 739-69.

Nelder MP (2007) Arthropods at the interface of exotic and native wildlife: a multifaceted approach to medical and veterinary entomology in zoos of South Carolina. Clemson University

Njagu Z, Mihok S, Kokwaro E, Verloo D. Isolation of *Trypanosoma brucei* from the monitor lizard (*Varanus niloticus*) in an endemic focus of rhodesian sleeping sickness in Kenya. *Acta Tropica* 1999; 72: 137-48.

Noyes H. Implications of a Neotropical Origin of the Genus *Leishmania*. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 1998; 93: 657-62.

Oppliger, Clobert, Lecomte, Lorenzon, Boudjemadi, John A. Environmental stress increases the prevalence and intensity of blood parasite infection in the common lizard *Lacerta vivipara*. *Ecology Letters* 1998; 1: 129-38.

Oppliger A, Clobert J. Reduced tail regeneration in the Common Lizard, *Lacerta vivipara*, parasitized by blood parasites. *Functional Ecology* 1997; 11: 652-5.

Oppliger A, Célérier ML, Clobert J. Physiological and behaviour changes in common lizards parasitized by haemogregarines. *Parasitology* 2009; 113: 433-8.

Pasmans F, Blahak S, Martel A, Pantchev N. Introducing reptiles into a captive collection: the role of the veterinarian. *The Veterinary Journal* 2008; 175: 53-68.

Pereira FB, Souza Lima S, Bain O. *Oswaldofilaria chabaudi* n. sp. (Nematoda: Onchocercidae) from a South American tropidurid lizard (Squamata: Iguania) with an update on *Oswaldofilariinae*. *Parasite* 2010; 17: 307-18.

Peveling R, Demba SA. Toxicity and pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (Deuteromycotina, Hyphomycetes) and fipronil to the fringe-toed lizard *Acanthodactylus dumerili* (Squamata: Lacertidae). *Environmental toxicology and chemistry* 2003; 22: 1437-47.

Pietzsch M, Quest R, Hillyard PD, Medlock JM, Leach S. Importation of exotic ticks into the United Kingdom via the international trade in reptiles. *Experimental & applied acarology* 2006; 38: 59-65.

Porst R. Wie man die Rücklaufquote bei postalischen Befragungen erhöht. 2001;

Porst R. Question Wording – Zur Formulierung von Fragebogen-Fragen. In: Fragebogen. Porst R, ed. Wiesbaden: Springer VS 2014: 99-118.

Rassi Jr A, Rassi A, Marin-Neto JA. Chagas disease. *The Lancet* 2010; 375: 1388-402.

Reichenow E. Der Entwicklungsgang der Hämococcidien Karyolysus und Schellackia nov. gen. Sitz. Berl. Ges. Naturfreunde 1919: 440-7.

Rietschel W (2016) 30 Jahre Erfahrung bei der Haltung und tierärztlichen Betreuung von Krokodilen. In: 45. Arbeitstagung der AG Amphibien- und Reptilienkrankheiten. AgArk, München. 61-70

Rommel M, Eckert J, Kutzer E, Körting W, Schnieder T (2000) Veterinärmedizinische Parasitologie. Parey Buchverlag, Berlin. 915

Ryckman RE. Lizards: A Laboratory Host for Triatominae and Trypanosoma cruzi Chagas (Hemiptera: Reduviidae) (Protomonadida: Trypanosomidae). *Transactions of the American Microscopical Society* 1954; 73: 215-8.

Sächsische Landesanstalt für Landwirtschaft. Pflanzenschutz-Hinweis Allgemein. 2008;

Sato H, Takano A, Kawabata H, Une Y, Watanabe H, Mukhtar MM. Trypanosoma cf. varani in an imported ball python (Python reginus) from Ghana. *Journal of Parasitology* 2009; 95: 1029-33.

Schall JJ. The ecology of lizard malaria. *Parasitology Today* 1990; 6: 264-9.

Schaub GA, Lawrenz A, Stadler A. "Living syringes": use of triatomines as blood samplers from small and wild animals. *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für allgemeine und angewandte Entomologie* 2012; 18: 349-52.

Sergent E, Sergent E. Sur une hémogrégarine, parasite de *Testudo mauritanica*. *CR Soc. Biol* 1904; 56: 130-1.

Siddall ME, Desser SS. Transmission of *Haemogregarina balli* from painted turtles to snapping turtles through the leech *Placobdella ornata*. *Journal of Parasitology* 2001; 87: 1217-8.

Široký P, Kamler M, Modrý D. LONG-TERM OCCURRENCE OF *HEMOLIVIA* CF. *MAURITANICA* (APICOMPLEXA: ADELEINA: HAEMOGREGARINIDAE) IN CAPTIVE *TESTUDO MARGINATA* (REPTILIA: TESTUDINIDAE): EVIDENCE FOR CYCLIC MEROGONY? *Journal of Parasitology* 2004; 90: 1391-3.

Široký P, Kamler M, Frye F, Fictum P, Modrý D. Endogenous development of *Hemolivia mauritanica* (Apicomplexa: Adeleina: Haemogregarinidae) in the marginated tortoise *Testudo marginata* (Reptilia: Testudinidae): evidence from experimental infection. *Folia Parasitologica* 2007; 54: 13-8.

Smallridge C, Bull C. Prevalence and intensity of the blood parasite *Hemolivia mariae* in a field population of the skink *Tiliqua rugosa*. *Parasitology research* 2000; 86: 655-60.

Smith TG, Kim B, Desser SS. Phylogenetic relationships among Hepatozoon species from snakes, frogs and mosquitoes of Ontario, Canada, determined by ITS-1 nucleotide sequences and life-cycle, morphological and developmental characteristics
Note: Nucleotide sequence data reported in this paper are in the embl, GenBankTM and DDJB databases under accession numbers AF110241–AF110249. *International journal for parasitology* 1999; 29: 293-304.

Sobczak N, Kantyka M. Hirudotherapy in veterinary medicine. *Annals of parasitology* 2014; 60

Sorci G. Repeated Measurements of Blood Parasite Levels Reveal Limited Ability for Host Recovery in the Common Lizard (*Lacerta vivipara*). *The Journal of parasitology* 1995; 81: 825-7.

Strehlow H. Geschichte und Entwicklung der Schauterrarien. In: Zootierhaltung. Dittrich L, Puschmann W, Engelmann W-E, eds. Frankfurt am Main: Verlag Harri Deutsch 2006: 17-29.

Strütt E (2015) Detektion und Differenzierung von Hämogregarinen im Blut von Importreptilien mit Hilfe molekularbiologischer Methoden (Polymerase-Kettenreaktion und Sequenzierung). *Imu*

Svahn K. Incidence of Blood Parasites of the Genus *Karyolysus* (Coccidia) in Scandinavian Lizards. *Oikos* 1974; 25: 43-53.

Széll Z, Sréter T, Varga I. Ivermectin toxicosis in a chameleon (*Chamaeleo senegalensis*) infected with *Foleyella furcata*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2001; 32: 115-7.

Telford Jr SR (2016) Hemoparasites of the Reptilia: Color atlas and text. CRC Press

Telford SR. Two New Trypanosomes from Neotropical Gekkonid Lizards. *The Journal of parasitology* 1979; 65: 898-901.

Telford SR. New Saurian Trypanosomes from Southeast Asian Skinks and Lacertids. *The Journal of parasitology* 1982; 68: 319-24.

Telford SR. A review of trypanosomes of gekkonid lizards, including the description of five new species. *Systematic parasitology* 1995; 31: 37-52.

Tenter A, Schnieder T. Erreger von Parasitosen: Taxonomie, Systematik und allgemeine Merkmale. In: Veterinärmedizinische Parasitologie. Schnieder T, Boch J, Supperer R, eds. Stuttgart: Parey 2006: 26-72.

Tuten H. Zoos as experiment environments: biology of larval and adult mosquitoes (Diptera: Culicidae). 2011;

Uetz P, Hallermann J. *Lacerta agilis* LINNAEUS, 1758. 2010: <http://reptile-database.reptarium.cz/species?genus=Lacerta&species=agilis>. 02.01.2018.

Verband der Zoologischen Gärten e.v. Von der Reformation bis zur Französischen Revolution. Berlin: Verband der Zoologischen Gärten e.v. 2015: http://www.zoodirektoren.de/index.php?option=com_k2&view=item&layout=item&id=12&Itemid=133. 04.12.2017.

Vilcins I-ME, Ujvari B, Old JM, Deane E. Molecular and morphological description of a Hepatozoon species in reptiles and their ticks in the Northern Territory, Australia. *Journal of Parasitology* 2009; 95: 434-42.

Wiersch SC (2005) Molekulare Phylogenie der Malariaerreger (Haemosporida) unter besonderer Berücksichtigung des Vogelmalariaerregers *Plasmodium* (*Haemamoeba*) *cathemerium*, sowie Untersuchungen zum Vorkommen der Vogelmalaria in Deutschland. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät, Rheinische Friedrich-Wilhelm-Universität Bonn

Willig H-P. Systematik der Milben. München: 2012; 03.11.2012: https://www.biologie-seite.de/Biologie/Systematik_der_Milben. 06.11.2017.

Willig H-P. Stechmücken. München: BiologieSeite 2013; 09.02.2013: <https://www.biologie-seite.de/Biologie/Stechm%C3%BCcken>. 23.11.2017.

Wilson N, Barnard SM. Three Species of *Aponomma* (Acari: Ixodidae) Collected from Imported Reptiles in the United States. *The Florida Entomologist* 1985; 68:

478-80.

Wozniak EJ, McLaughlin GL, Telford Jr SR. Description of the vertebrate stages of a hemogregarine species naturally infecting Mojave Desert sidewinders (*Crotalus cerastes cerastes*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 1994a: 103-10.

Wozniak EJ, Telford Jr S, McLaughlin GL. Employment of the polymerase chain reaction in the molecular differentiation of reptilian hemogregarines and its application to preventative zoological medicine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 1994b: 538-47.

ZHANG M-Y, UCHIKAWA K. Occurrence of *Ophionyssus natricis* on Zoo Snakes in Japan (Mesostigmata, Macronyssidae). *Journal of the Acarological Society of Japan* 1993; 2: 75-8.

Zittra C (2013) Grundlagenwissen über Stechmücken (Culicidae: Diptera) des Nationalparks Donau-Auen. Nationalpark Donau-Auen, Donau-Auen

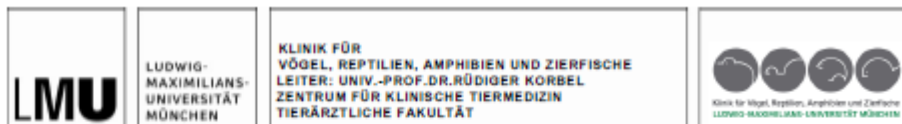
Zoo AG Bielefeld. Zoo-infos.de. Zoo AG Bielefeld 2017; 23.04.2017: <http://www.zoo-infos.de/set.html?/zoos/41.html>. 05.12.2017.

IX. ANHANG

1. Fragebogenbezogene Dokumente

1.1. Anschreiben, Deckblatt, Fragebogen

Anschreiben:



Sehr geehrte Damen und Herren,

Ich weiß, Sie haben sicherlich viel zu tun! Dennoch bitte ich Sie, sich die Zeit zu nehmen, das Folgende zu lesen.

Wer bin ich?

Mein Name ist Nina Ostermeier und ich erstelle meine Doktorarbeit an der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische der LMU München über das Thema *Vektorenmanagement in der Reptilienhaltung deutscher Zoos* zusammen mit meinen Betreuern Herrn Prof. Dr. Korbelt und Frau Dr. Halla. Dazu habe ich einen Fragebogen verfasst, den ich auswerten werde.

Damit könnten Sie mich unterstützen:

Damit meine Studie aussagekräftig wird, brauche ich möglichst viele Zoos mit Reptilienhaltung, die an der Beantwortung des Fragebogens teilnehmen. Da Ihr Zoo alle Kriterien der Vorauswahl erfüllt, bitte ich Sie, sich die Zeit zu nehmen, den Fragebogen – gegebenenfalls mit weiteren Mitarbeitern – zu beantworten.

Darum geht es:

Bei dem Fragebogen geht es darum, herauszufinden, wie deutsche Zoos mit dem Thema Krankheitsvektoren (in diesem Fragebogen bezogen auf Stechmücken, blutsaugende Milben, Blutegel und Zecken) bei Reptilien umgehen. Dieses Thema ist in Deutschland weitgehend unerforscht, wird aber wegen dem zunehmenden Reptilienimport und Vektorenausbreitung immer wichtiger.

Das haben Sie davon:

In einer in Planung befindlichen praktischen Studie, die auf dieser Studie aufbaut, soll es für die Zoos einen kostenlosen Gesundheitscheck inklusive Blutuntersuchungen auf Blutparasiten geben. Außerdem werden Ihnen auf Wunsch die Ergebnisse dieser Studie sowie Verbesserungsvorschläge zur Bekämpfung möglicher Krankheitsüberträger mitgeteilt.

Bei der Beantwortung der Fragen gibt es kein „richtig“ oder „falsch“. Falls Ihnen eine Frage unverständlich ist oder Sie Anmerkungen haben, scheuen Sie sich nicht, mir eine E-mail zu schicken. Ich werde Ihnen so schnell wie möglich antworten.

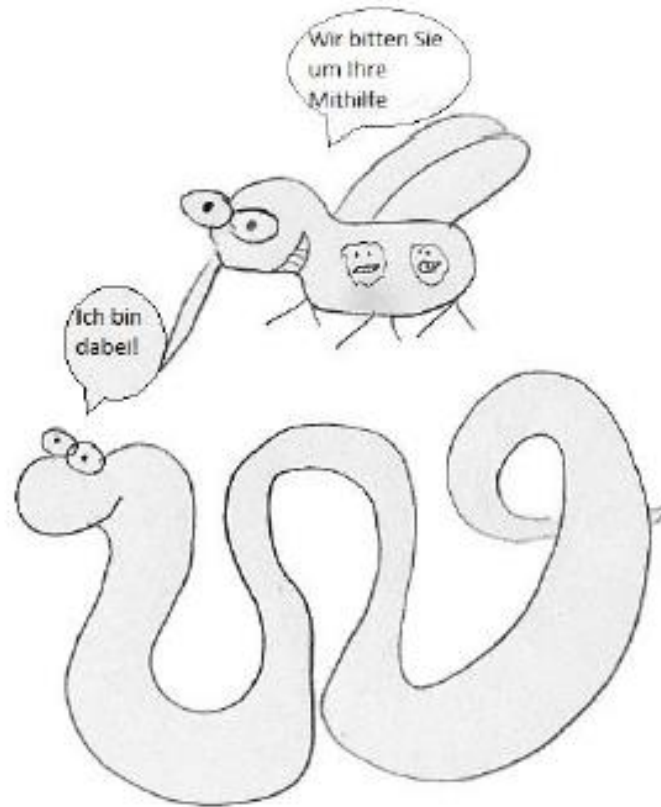
Falls Ihnen der vorgegebene Platz bei den einzelnen Fragen nicht reicht, können Sie gerne die letzte Seite nutzen.

Selbstverständlich wird der Fragebogen anonym ausgewertet. Nach der Auswertung werde ich mich mit Ihnen auf Wunsch in Kontakt setzen, um Ihnen die Ergebnisse meiner Studie mitzuteilen. Ich bitte Sie, den Fragebogen im beigefügten frankierten Umschlag oder per E-Mail (Nina.Ostermeier@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de) bis zum 24.03.2017 zurückzuschicken.

Ich bedanke mich ganz herzlich bei Ihnen, dass Sie sich die Zeit nehmen, an meiner Umfrage teilzunehmen!

Mit freundlichen Grüßen

Nina Ostermeier

Deckblatt:**Untersuchungen zum Vektorenmanagement bei Reptilien in deutschen Zoos**

Eine Umfrage von Nina Ostermeier aus der
Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische der LMU
München
Sonnenstraße 18
85764 Oberschleißheim

Kontakt: Nina.Ostermeier@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de

Tel: 0176-31352340, erreichbar donnerstags 15-20 Uhr, sonst gerne
SMS mit Bitte um Rückruf

Hinweise zum Ausfüllen des Fragebogens

Bei einigen Fragen bitte ich Sie, eine Antwort in Ihren eigenen Worten zu formulieren. Bitte benutzen Sie hier Blockschrift _____

Bei vielen Fragen müssen Sie sich nur zwischen den Antwortvorgaben entscheiden und das für Sie zutreffende Kästchen ankreuzen:

☐ ja ☐ nein

Wenn Sie bei einer Frage mehr als ein Kreuz machen können, werden Sie darauf hingewiesen

- mehrere Antwortmöglichkeiten –

Bitte beantworten Sie die Fragen in der vorgesehenen Reihenfolge. Überspringen Sie eine oder mehrere Fragen bitte nur, wenn darauf hingewiesen wird. In diesem Fragebogen ist dies nur nach Frage 8 der Fall.

Falls Sie Fragen kommentieren oder bei bestimmten Fragen ausführlichere Antworten geben wollen, nutzen Sie hierfür bitte die letzte Seite. Achten Sie dabei bitte darauf, dass Ihre Ergänzungen den gemeinten Fragen zugeordnet werden können (z.B.: „zu Frage 2“)

Wenn Sie den Fragebogen vollständig ausgefüllt haben, senden Sie ihn bitte in dem beigelegten frankierten Rückumschlag an uns zurück.

Bei Fragen können Sie mir gerne eine E-Mail schreiben oder mich telefonisch kontaktieren
E-Mail Adresse: Nina.Ostermeier@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de
Telefonnummer: 0176-31352340, erreichbar donnerstags 15-20 Uhr oder gerne eine SMS mit Bitte um Rückruf.

Fragebogen:

1

Fragebogen zu dem Thema „Vektorenmanagement in der Reptilienhaltung deutscher Zoos“

1.) Seit wann werden in dem Zoo, in dem Sie arbeiten, Reptilien gehalten?

- ☐ < 5 Jahre
- ☐ 5 bis einschließlich 10 Jahre
- ☐ 10 bis einschließlich 20 Jahre
- ☐ > 20 Jahre

2.) In der folgenden Tabelle sehen Sie die unterschiedlichen Reptilienarten, die im Zoo [Zooname hier einfügen], laut www.zootierliste.de gehalten werden. Falls diese Liste nicht genau stimmt, streichen Sie bitte Tiere, die momentan bei Ihnen nicht gehalten werden, durch und ergänzen Sie in den letzten Spalten fehlende Tierarten. Geben Sie bitte die Zahl der Tiere an und kreuzen Sie an, wie das Gehege der jeweiligen Tierart gestaltet ist. Hier können Sie mehrere Kreuze machen. In der letzten Spalte bitte ich Sie, anzukreuzen, woher die jeweilige Tierart stammt (hier bitte nur 1 Kreuz setzen).

Begriffserklärungen:

„Terrarium“: hier haben Vektoren keine Möglichkeit, zu den Tieren zu gelangen.

„frei im Tropenhaus“: die Reptilien laufen frei in diesem.

„Freianlage“: Gehege unter freiem Himmel.

„stehendes Gewässer“: hierunter fallen nicht Trinkgefäße, in denen das Wasser regelmäßig gewechselt wird. Falls Sie dies ankreuzen, geben Sie bitte noch die Häufigkeit des Wasserwechsels an.

2

[illegible]

3.) Werden bei Ihnen auch Reptilien unterschiedlicher Arten in einem Terrarium oder Tropenhaus zusammengehalten (gegenseitiger Kontakt möglich)? Wenn ja, welche Arten werden zusammengehalten?

☐ nein

☐ ja, und zwar: _____

4.) Werden bei Ihnen auch Reptilien mit einer anderen Tierklasse in einem Gehege gehalten? (mehrere Antwortmöglichkeiten)

☐ nein

☐ Reptilien mit Vögeln

☐ Reptilien mit Säugetieren

☐ Reptilien mit Amphibien

☐ Reptilien mit Fischen

☐ andere, und zwar: _____

5.) Sind parasitär-bedingte Erkrankungen, die von Vektoren übertragen werden, in Ihrem Zoo schon aufgetreten? Falls ja, bei welcher Tierart und wie viele Tiere waren betroffen? War die Krankheit für die betroffenen Tiere letal (tödlich)?

a. Intrazelluläre Blutparasiten

i. Haemogregarina (Familie Haemogregarinidae)

☐ noch nicht vorgekommen

☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

___ Tiere waren betroffen

☐ letal

☐ nicht letal

ii. Hepatozoon (Familie Haemogregarinidae)

☐ noch nicht vorgekommen

☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

___ Tiere waren betroffen

☐ letal

☐ nicht letal

iii. Karyolysus (Familie Haemogregarinidae)

☐ noch nicht vorgekommen

☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

4

 __ Tiere waren betroffen

☐ letal ☐ nicht letal

iv. Plasmodium (Familie Haemosporina)

☐ noch nicht vorgekommen☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

 __ Tiere waren betroffen

☐ letal ☐ nicht letal

b. Extrazelluläre Blutparasiten

i. Sauroleishmania (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)

☐ noch nicht vorgekommen☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

 __ Tiere waren betroffen

☐ letal ☐ nicht letal

ii. Trypanosoma (Flagellaten, Ordnung Kinetoplastida)

☐ noch nicht vorgekommen☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

 __ Tiere waren betroffen

☐ letal ☐ nicht letal

iii. Filarien (darunter fallen die Gattungen: Bafilaria, Cardianema, Conspiculum, Foleyella, Macdonaldius, Oswaldofilaria, Piratuba, Piratuboides, Saurositus)

☐ noch nicht vorgekommen☐ bereits vorgekommen, und zwar bei folgende(r/n) Tierart(en):

 __ Tiere waren betroffen

☐ letal ☐ nicht letal

6.) Für wie wichtig halten Sie die Vektorbekämpfung bei Reptilien allgemein in Zoos?

- ☐ nicht wichtig
☐ wenig wichtig
☐ mittelmäßig wichtig
☐ wichtig
☐ sehr wichtig

7.) Haben Sie bei Reptilien bekannte Probleme mit

a. Milben?

☐ ja ☐ nein

Wenn ja, ergreifen Sie folgende Maßnahmen (mehrere Antwortmöglichkeiten)

☐ Chemische Maßnahmen/Medikamentöse Behandlung

5

- ☐ Untersuchung von Neuzugängen und mechanische Entfernung von Milben
- ☐ Untersuchung von Neuzugängen und chemische Behandlung zur Minimierung von Milben
- ☐ Sonstiges: _____
- ☐ Keine Maßnahmen zur Minimierung von Milben

b. Zecken?

- ☐ ja ☐ nein
- Wenn ja, ergreifen Sie folgende Maßnahmen (mehrere Antwortmöglichkeiten)**
- ☐ Chemische Maßnahmen/Medikamentöse Behandlung
- ☐ Untersuchung von Neuzugängen und mechanische Entfernung von Zecken
- ☐ Untersuchung von Neuzugängen und chemische Behandlung zur Minimierung von Zecken
- ☐ Sonstiges: _____
- ☐ Keine Maßnahmen zur Minimierung von Zecken

c. Stechmücken?

- ☐ ja ☐ nein
- Wenn ja, ergreifen Sie folgende Maßnahmen? (mehrere Antwortmöglichkeiten)**
- ☐ Insektenfallen
- ☐ Chemische Maßnahmen/Medikamentöse Behandlung
- ☐ Sonstiges: _____
- ☐ Keine Maßnahmen zur Minimierung der Stechmücken

d. Blutegeln?

- ☐ ja ☐ nein
- Wenn ja, ergreifen Sie folgende Maßnahmen (mehrere Antwortmöglichkeiten)**
- ☐ Chemische Maßnahmen/Medikamentöse Behandlung
- ☐ Untersuchung von Neuzugängen und mechanische Entfernung von Blutegeln
- ☐ Untersuchung von Neuzugängen und chemische Behandlung zur Minimierung von Blutegeln
- ☐ Sonstiges: _____
- ☐ Keine Maßnahmen zur Minimierung von Blutegeln

8.) Führen Sie bei Reptilien-Neuzugängen eine Quarantänezeit durch?

- ☐ ja ☐ nein → weiter mit Frage 13

9.) Wie lange beträgt bei Ihnen die Quarantänezeit für Reptilien?

6

- 10.) Gibt es Ausnahmen, bei denen (bei Reptilien) keine Quarantäne durchgeführt wird?
☐ ja, und zwar folgende Ausnahmen: _____
☐ nein
- 11.) Wäre es möglich, dass Vektoren wie blutsaugende Milben, Zecken, Blutegel und Stechmücken während der Quarantäne von einem Reptiliengehege in ein anderes gelangen?
☐ ja ☐ nein
- 12.) Wird während der Quarantänezeit auf Ektoparasiten untersucht?
☐ ja ☐ nein
- 13.) Führen Sie bei neuen Reptilien bei der Eingangsuntersuchung/während der Quarantänezeit grundsätzlich eine Blutuntersuchung durch, bei der auch ein Blutaussstrich auf Blutparasiten untersucht wird?
☐ ja ☐ nein
- 14.) Wer ist bei Ihnen für die Bekämpfung von möglichen Vektoren, wie Stechmücken, Zecken, blutsaugende Milben und Egel, zuständig? (mehrere Antwortmöglichkeiten)
☐ externer Tierarzt
☐ interner Tierarzt
☐ Tierpfleger/in
☐ Kurator
☐ Jemand anderes, und zwar: _____
- 15.) Jeder beteiligte Zoo bekommt auf Wunsch die anonymisiert verarbeiteten Ergebnisse mitgeteilt. Wenn Sie dies möchten, brauche ich noch folgende Angaben von Ihnen:
Name des Zoos: _____
Tätigkeit in oben genanntem Zoo: _____

7

Haben Sie noch Anmerkungen oder Ergänzungen zu meinem Fragebogen? Gibt es wichtige Aspekte bezüglich des Vektorenmanagement bei Reptilien im Zoo, die ich nicht berücksichtigt habe? Bitte nutzen Sie die nächsten Zeilen für Ihre Anmerkungen

This image shows a single page of white paper with horizontal blue or grey ruling lines. The lines are evenly spaced and run across the width of the page, leaving small margins at the top and bottom. There are no vertical margin lines, and the page is completely blank except for the lines themselves.

8

Falls Ihnen der Platz bei einer der Fragen nicht gereicht hat, haben Sie hier die Möglichkeit, Ergänzungen zu notieren:

Vielen Dank für Ihre Mithilfe! Bitte senden Sie den ausgefüllten Fragebogen nun in dem beigelegten frankierten Rückumschlag zurück.

1.2. **Exceltabelle zur Ermittlung der in Frage kommenden Zoos (Auszug)**

[illegible]

1.3. Artikel erschienen im „Arbeitsplatz Zoo“

Vektoren und durch sie übertragene Erkrankungen

Vorwort:

Bei so gut wie allen Tierklassen gibt es vektorenübertragene Krankheitserreger. Beim Säuger ist gerade in aktueller Zeit eine hohe Ausbreitungstendenz der Herzwurmerkrankung bei Hunden auch in Deutschland zu verzeichnen. Bei Vögeln ist die Vogel malaria zu erwähnen und bei Reptilien Krankheitsausbrüche durch Hämogregarinen, beides Blutparasiten. Im Rahmen meiner Dissertation möchte ich, Nina Ostermeier, an der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische der LMU München unter Anleitung von Herrn Prof. Korbelt und Dr. U. Halla untersuchen, wie weit deutsche Zoos über die Problematik der Vektoren, besonders bei Reptilien aufgeklärt sind und welche Regime zur Vermeidung derzeit eingesetzt werden. Dies soll anhand eines Fragebogens erfolgen. Die Umfrageergebnisse sollen anschließend anonym ausgewertet und veröffentlicht werden. Den teilnehmenden Zoos möchten wir in diesem Zuge unsere Ergebnisse mitteilen und gegebenenfalls Vorschläge zur Optimierung hinsichtlich der Vektoren-Problematik an die Hand geben. Wie wichtig die Eindämmung von Vektoren ist, soll der folgende kurze Artikel verdeutlichen.

Vektor – was ist das eigentlich?

„Ein Vektor ist ein lebender Organismus, der Krankheitserreger von einem infizierten Tier auf einen Menschen oder ein anderes Tier überträgt“ (efsa, 2015). Bei der aktiven Übertragung handelt es sich bei Vektoren häufig um stechende Insekten, Zecken, Milben oder Blutegel. Diese können während des Saugaktes Krankheitserreger übertragen.

Beispiele für vektorenübertragene Erkrankungen

Es gibt eine große Anzahl von vektorenübertragenen Krankheitserregern. Eine große Rolle spielen unter anderem auch Blutparasiten. Die *Dirofilariose*, ausgelöst durch *Dirofilaria immitis*, den Herzwurm bei Säugetieren ist hier beispielhaft zu nennen. Diese Krankheit kann einen tödlichen Ausgang nehmen und wird über Vektoren übertragen. Eine weitere wichtige Krankheit bei dieser Thematik ist die Vogel malaria, ausgelöst durch den Erreger Plasmodium. Diese Blutparasiten werden durch verschiedene Stechmückenarten übertragen. Eine Infektion kann vorerst ohne Symptome verlaufen, aber bei Stress oder Unterdrückung des Immunsystems zu einer Erkrankung mit Todesfolge führen. Im Rotterdam Zoo sind in dem Zeitraum vom 20. Juli bis 17. August 2003 zwölf Vögel an Vogel malaria gestorben. Bei Reptilien sind vor allem Hämogregarinen zu nennen, die meist keine klinischen Symptome hervorrufen. Erst wenn wirtsfremde Tiere durch Hämogregarinen infiziert werden, kommt es zu Symptomen bis hin zum Tod. So wurde im Lincoln Park Zoo bei 50% der untersuchten Seitenwinderklapperschlangen bei einer Studie Hämogregarinen im Blut nachgewiesen.

Warum sind Zootiere besonders gefährdet?

In Zoos herrscht eine hohe Dichte von gleichen und unterschiedlichen Tierarten auf einem verhältnismäßig kleinen Raum. Dadurch finden mögliche Vektoren leicht Zugang zu neuen Wirten, auf die sie Krankheitserreger übertragen können. Sind dies Fehlwirte, kann dies zu Erkrankungen bis hin zu Todesfällen führen. Zusätzlich bieten Zoos durch ihre, mit Wasserstellen naturnah eingerichteten und klimatisierten Gehege vor allem für

Stechmücken ideale Brutbedingungen, sodass es zu einer massenhaften Vermehrung dieser Schädlinge kommt. Der intensive Kontakt zwischen Tier, Vektor und Mensch kann zur Ausbildung von Zoonosen führen.

Eindämmung vektorenübertragener Erkrankungen in Zoos:

Tuten, 2011 fand heraus, dass es vor allem wichtig ist, Zoomitarbeiter aufzuklären über die Gefahren, die von Vektoren ausgehen können. Außerdem ist es sinnvoll, ihnen zu zeigen, wie man effektiv die Übertragung verhindern kann. Eine wirksame Verhinderung zur Entstehung von Vektor übertragenen Erkrankungen ist die Kontrolle und Minimierung der Vektoren.

Studie über das Vektorenmanagement bei Reptilien in deutschen Zoos

Wie im Vorwort bereits erwähnt, möchten wir in Kürze mit einer Studie beginnen, um zu ermitteln, wie in deutschen Zoos mit dem erörterten Thema umgegangen wird. Wir würden uns sehr freuen, wenn Sie sich an dieser Studie beteiligen würden und wären Ihnen sehr dankbar, wenn Sie bei Interesse mit uns Kontakt aufnehmen: Reptilienstation@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de

Die Beantwortung der Fragen sollte nicht länger als 30 Minuten Ihrer Zeit in Anspruch nehmen.

Literaturverzeichnis

Anderson, D. (1978). Leptospirosis in zoo workers associated with bears.

efsa. (2015, Juli 19). Retrieved from <http://www.efsa.europa.eu/de/topics/topic/vectorbornezoonoticdiseases>

Ejiri, H. (2009, 04 08). Prevalence of avian malaria parasite in mosquitoes collected at a zoological garden in Japan.

Ferrell, S. T. (2007, 06). fatal hemoprotozoal infections in multiple avian species in a zoological park. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*.

Friedrich-Loeffler-Institut. (2013, 09 19). Erster Nachweis des Hundeherzwurms *Dirofilaria immitis* in deutschen Stechmücken. Insel Riems.

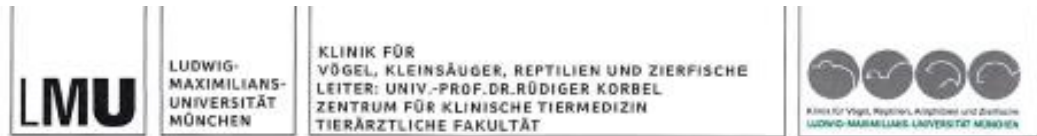
R.V. Monteiro, L. F. (2003). Leptospirosis in a giant anteater in Rio de Janeiro Zoo, Brazil.

Silvie Huijben, W. S. (2007). Avian malaria in Europe: an emerging infectious disease? In *Emerging pests and vector-borne diseases in Europe* (pp. 59-74).

Tuten, H. (2011, 01 01). Zoos as experiment environments: Biology of larval and adult mosquitoes (diptera:culicidae).

Wozniak, E. J. (1994, 12). Employment of the polymerase chain reaction in the molecular differentiation of reptilian hemogregarines and its application to preventative zoological medicine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*.

1.4. Vorankündigung



Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische · LMU ·
Sonnenstr. 18 · 85764 Oberschleißheim

Telefon +49 (0)89 2180-76080
Telefax +49 (0)89 2180-76082

vorstandsassistent@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de

www.vogelklinik.de

Postanschrift:
Vogelklinik
Sonnenstraße 18
85764 Oberschleißheim

Ihr Zeichen, Ihre Nachricht vom Unser Zeichen

Oberschleißheim, 27.01.2017

Wissenschaftliche Studie zur Gesundheitsprophylaxe bei Reptilien

Sehr geehrte Kolleginnen und Kollegen,

um Ihnen eine Möglichkeit an die Hand zu geben, die Gesundheitsprophylaxe bei der Betreuung von Reptilien in der Zootierhaltung zu unterstützen, befassen wir uns momentan im Rahmen einer wissenschaftlichen Studie mit dem Vektorenmanagement von Reptilien in deutschen Zoos. Wir möchten Sie im Rahmen dieser Studie um Ihre Mitarbeit bitten. Eine unserer Doktorandinnen, Nina Ostermeier, wird denjenigen Zoos, die den Auswahlkriterien entsprechen, in 2 Wochen hierzu einen Fragebogen zusenden. Wir würden uns sehr freuen, wenn Sie sich an dieser Umfrage beteiligen.

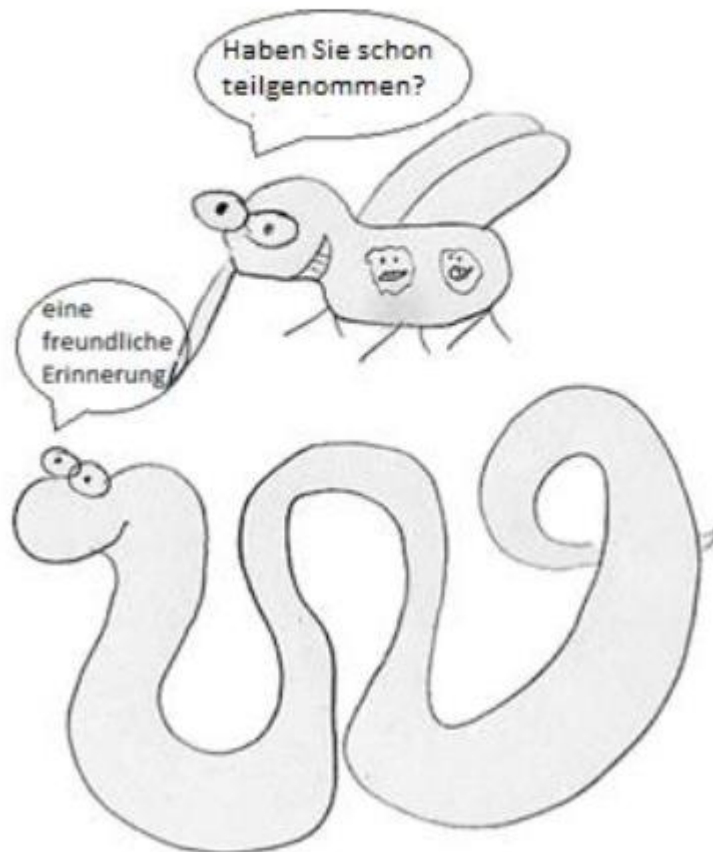
Mit freundlichen Grüßen

Prof. Dr. R. Korbelt

Dienstgebäude
Sonnenstr. 18
85764 Oberschleißheim

Öffentliche Verkehrsmittel
S – Bahn S1 – Haltestelle Oberschleißheim
Bus 292 – Haltestelle Veterinärstraße

Bayerische Landesbank München
Kto. 24 868 BLZ 700 500 00
UST-IdNr. DE 811 205 325

1.5. Erinnerungspostkarte**Erinnerung zur Teilnahme an der
Umfrage „Vektorenmanagement bei
Reptilien in deutschen Zoos“**

Sehr geehrte Damen und
Herren,

vor einiger Zeit habe ich Ihnen
einen Fragebogen zukommen
lassen. Dies ist eine freundliche
Erinnerung, an der Studie noch
bis zum 28.04.2017
teilzunehmen. Über Ihre
Teilnahme würde ich mich sehr
freuen!

Mit freundlichen Grüßen

Nina Ostermeier

([nina.ostermeier@vogelklinik.v
etmed.uni-muenchen.de](mailto:nina.ostermeier@vogelklinik.vetmed.uni-muenchen.de))

2. Aufgetretene Tierarten in den Zoos

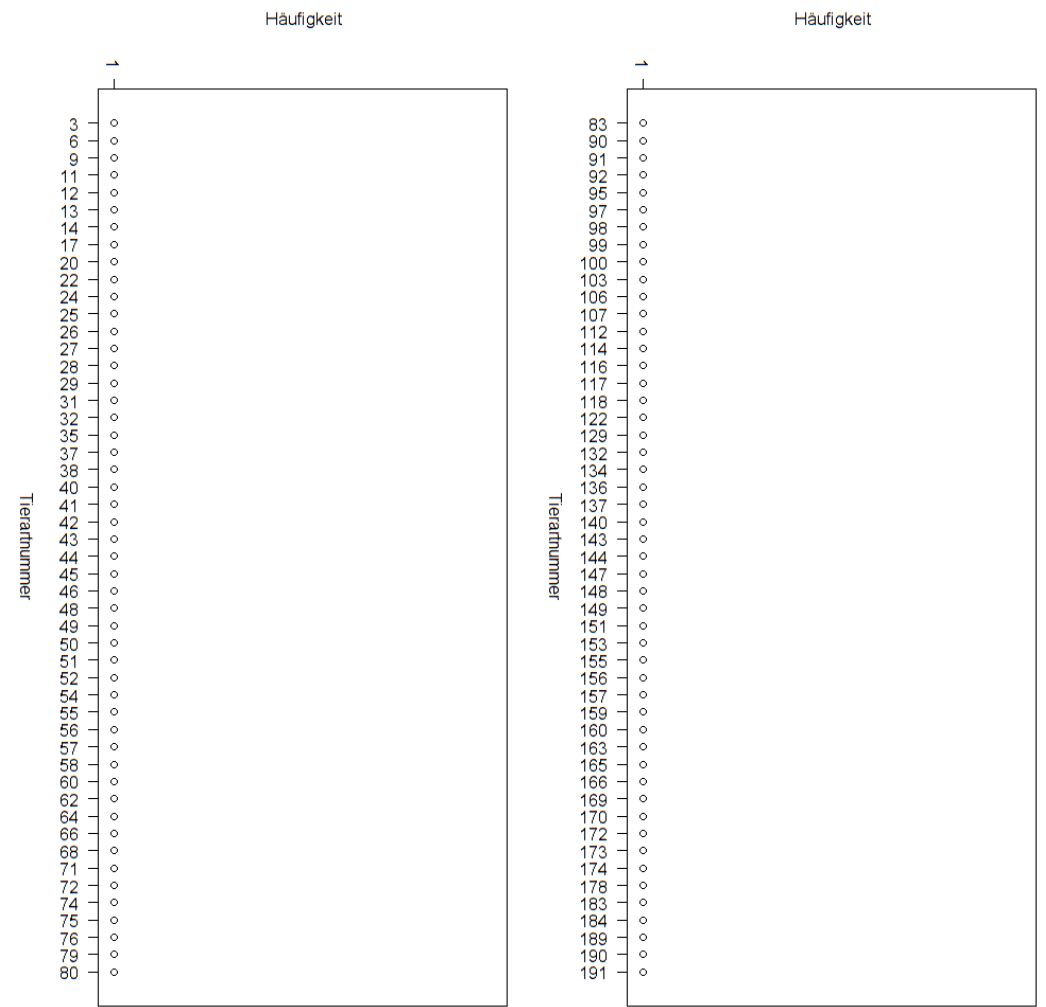


Abbildung 48: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 1

Legende der Tierarten siehe unten

Abbildung 49: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 2

Legende der Tierarten siehe unten

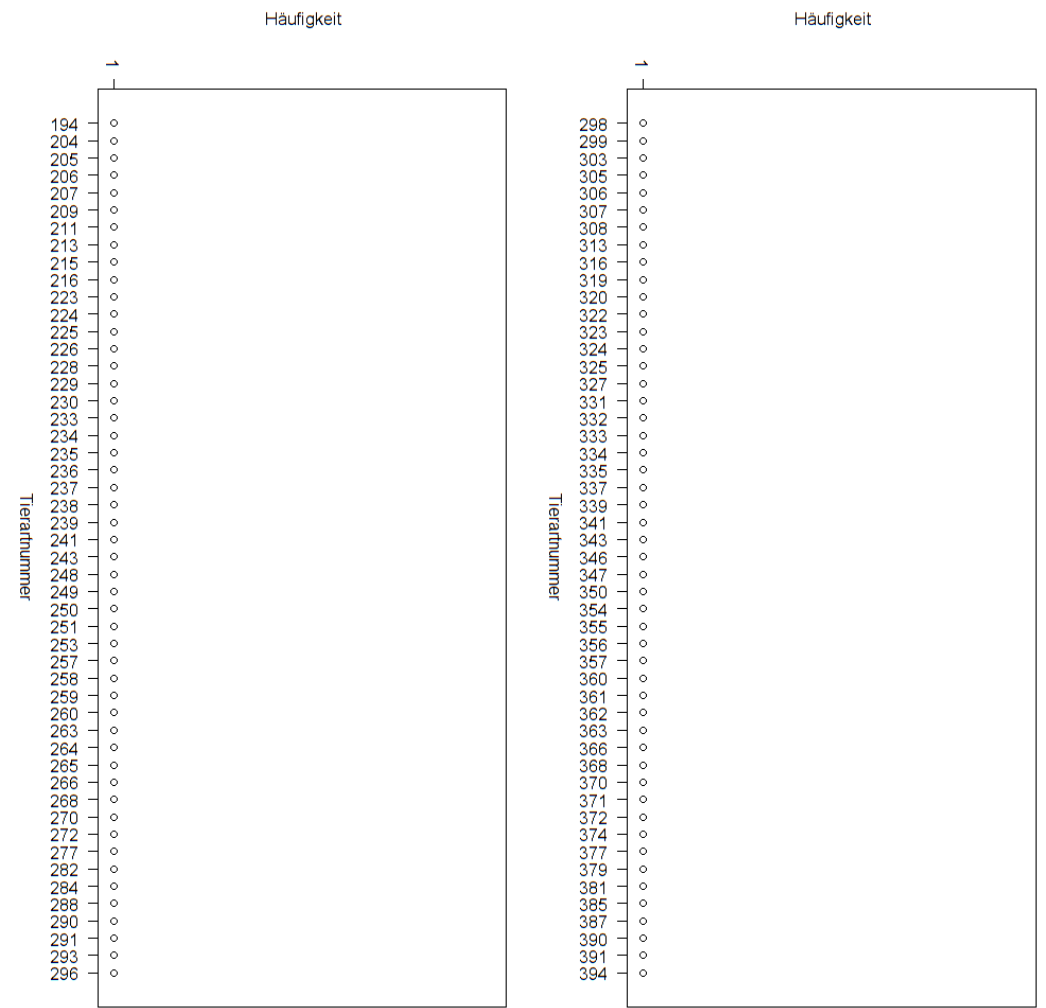


Abbildung 50: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 3

Legende der Tierarten siehe unten

Abbildung 51: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 4

Legende der Tierarten siehe unten

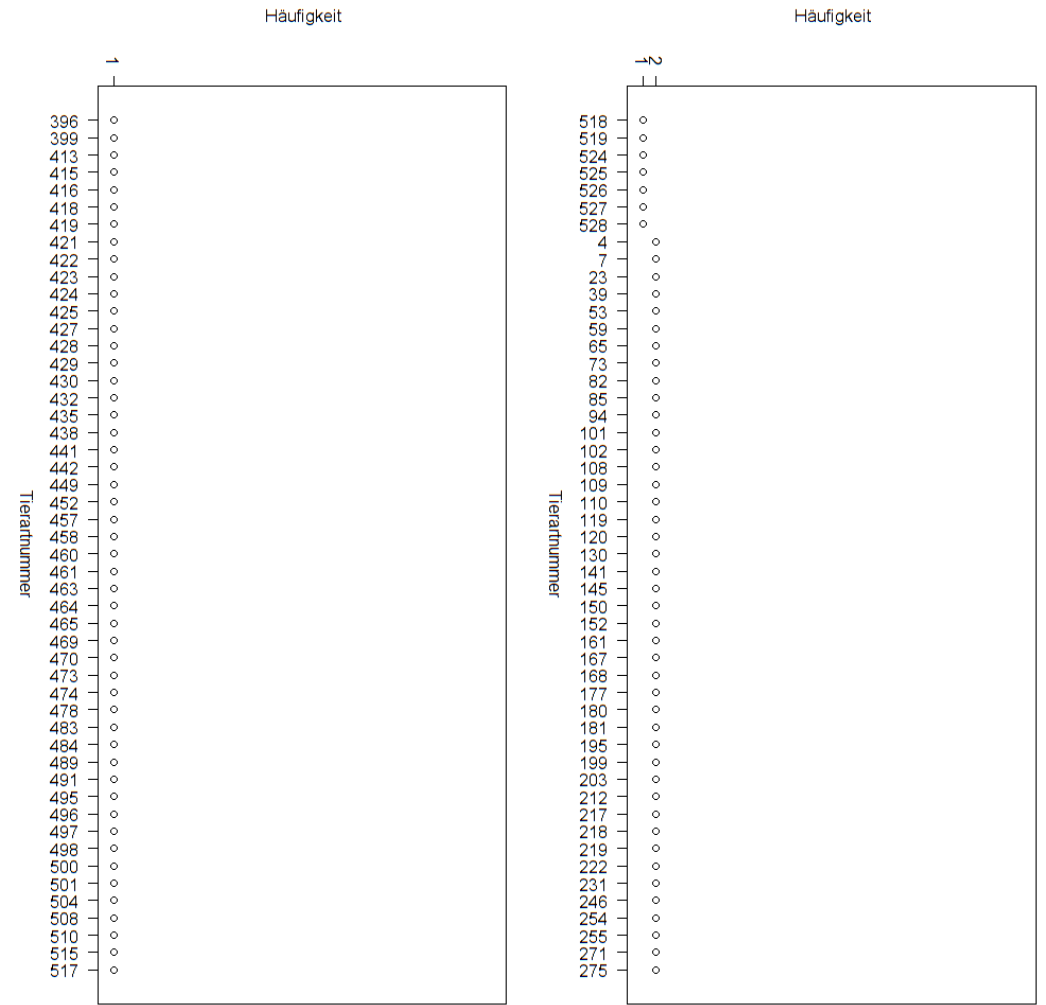


Abbildung 52: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 5

Legende der Tierarten siehe unten

Abbildung 53: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 6

Legende der Tierarten siehe unten

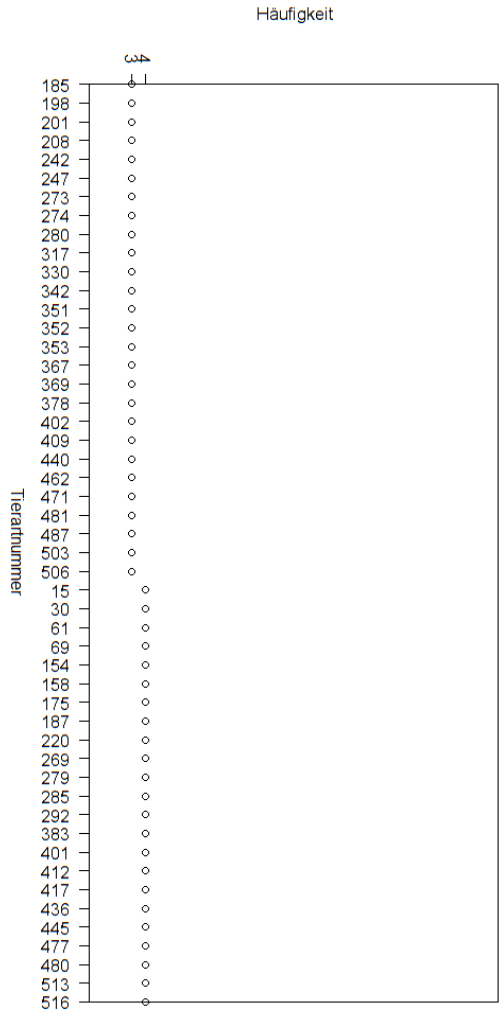
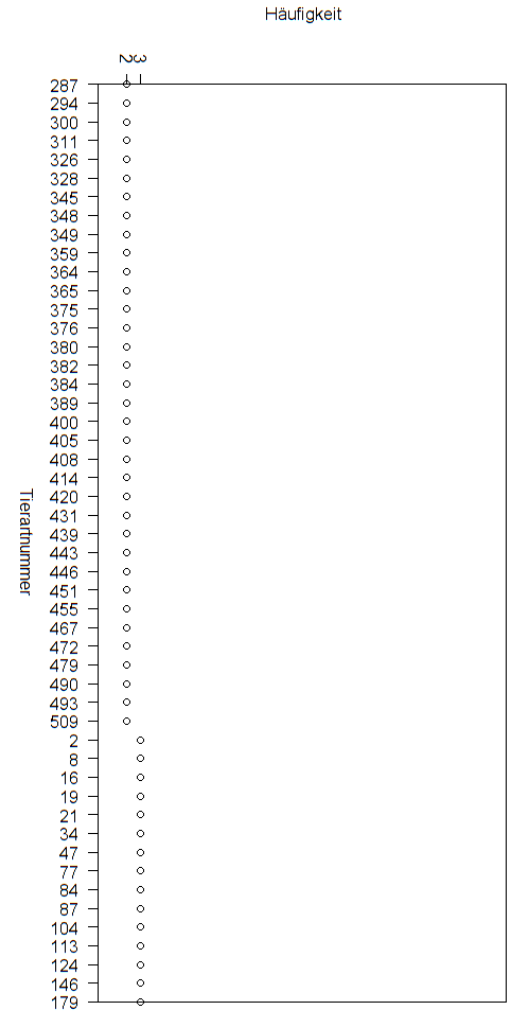


Abbildung 54: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 7

Legende der Tierarten siehe unten

Abbildung 55: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 8

Legende der Tierarten siehe unten

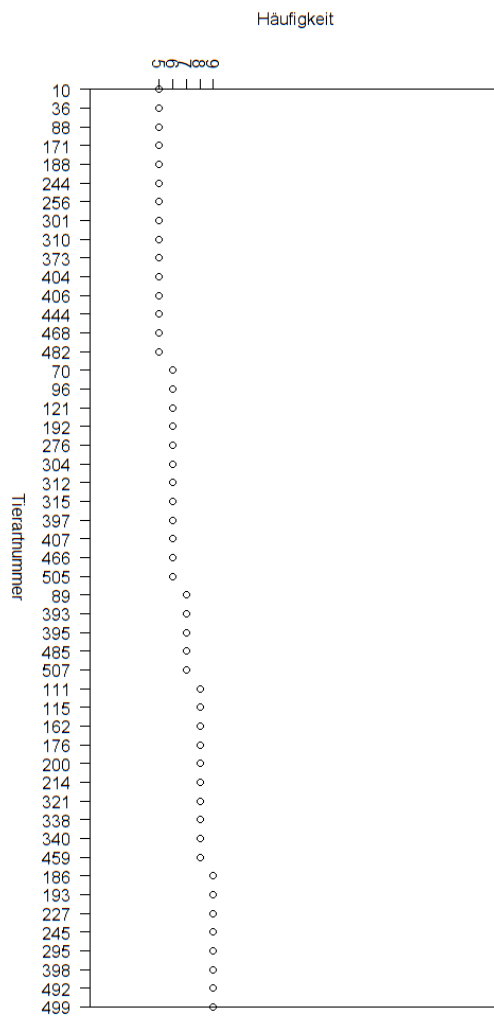


Abbildung 56: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 9

Legende der Tierarten siehe unten

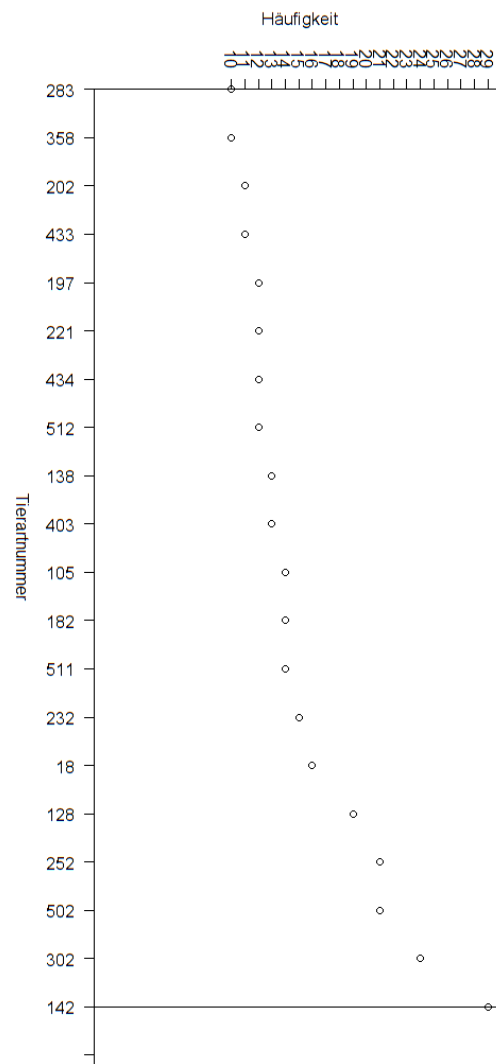


Abbildung 57: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 10

Legende der Tierarten siehe unten

Legende zu Abbildung 48-57 (linke Spalte: Tierartennummer, rechte Spalte: dazugehörige Tierart):

- 32 Coelognathus helena (Indische Schmucknatter)
- 33 Coluber constrictor (Schwarznatter)
- 34 Corallus hortulanus (Gartenboa)
- 35 Corytophanes hernandezii (mexikan. Helmleguan)
- 36 Crotalus atrox (Texas-Klapperschlange)
- 37 Crotalus basiliscus (Basilisken-Klapperschlange)
- 38 Crotalus durissus (Schauerklapperschlange)
- 39 Crotalus durissus (Schauerklapperschlange)
- 40 Crotalus horridus atricaudatus (Schwarzschwanz-Waldklapperschlange)

- 41 *Crotalus horridus* (Waldklapperschlange)
- 42 *Crotalus mitchellii* (Gefleckte Klapperschlange)
- 43 *Crotalus mitchellii pyrrhus* (Gesprenkelte Klapperschlange)
- 44 *Crotalus molossus oaxacus* (Oaxaca-Schwarzschanzklapperschlange)
- 45 *Crotalus oreganus* (Pazifik-Klapperschlange)
- 46 *Crotalus polystictus* (Mexikanische Lanzenkopf-Klapperschlange)
- 47 *Crotalus vegrandis* (Uracoan-Klapperschlange)
- 48 *Crotalus tigers* (Tigerklapperschlange)
- 49 *Crotalus viridis* (Prärieklapperschlange)
- 50 *Crotalus viridis nuntius* (Hopi-Klapperschlange)
- 51 *Daboia russelii* (Kettenviper)
- 52 *Dasypeltis medici* (Ostafrikanische Eierschlange)
- 53 *Dasypeltis scabra* (Afrikanische Eierschlange)
- 54 *Dendroaspis polylepis* (Schwarze Mamba)
- 55 *Dendroaspis angusticeps* (Blattgrüne Mamba)
- 56 *Dendroaspis viridis* (Grüne Mamba)
- 57 *Elaphe climacophora* (Inselkletternatter)
- 58 *Elaphe dione* (Steppennatter)
- 59 *Elaphe quatorlineata* (Vierstreifennatter)
- 60 *Elaphe schrenckii* (Amurnatter)
- 61 *Epicrates cenchria* (Rote Regenbogenboa)
- 62 *Epicratus maurus* (Dunkle Regenbogenboa)
- 63 *Eryx conicus* (Gefleckte Sandboa)
- 64 *Eryx miliaris* (Östliche Sandboa)
- 65 *Eryx tataricus* (Große Sandboa)
- 66 *Epicrates angulifer* (Kuba-Schlankboa)
- 67 *Epicrates striatus* (Haiti-Schlankboa)
- 68 *Epicrates subflavus* (Jamaika-Schlankboa)
- 69 *Eunectes murinus* (Große Anakonda)
- 70 *Eunectes notaeus* (Gelbe Anakonda)
- 71 *Euprepiophis conspicillata* (Rotbauchkletternatter)
- 72 *Gongylophis colubrinus loveridgei* (Kenia-Sandboa)
- 73 *Gonyosoma oxycephalum* (Grüne Spitzkopfnatter)
- 74 *Gonyosoma boulengeri* (Spitznasennatter)
- 75 *Hemachatus haemachatus* (Ringhalskobra)
- 76 *Hemorrhois hippocrepis* (Hufeisennatter)
- 77 *Heterodon nasicus* (Westliche Hakennasennatter)
- 78 *Lampropeltis alterna* (Texas-Königsnatter)
- 79 *Lampropeltis californiae* (Kalifornische Königsnatter)
- 80 *Lampropeltis elapsoides* (Königsnatter)
- 81 *Lampropeltis getula nigrita* (Schwarze Mexiko-Königsnatter)
- 82 *Lampropeltis mexicana* (mexikanische Königsnatter)
- 83 *Lampropeltis mexicana greeri* (Durango-Königsnatter)
- 84 *Lampropeltis pyromelana* (Bergkönigsnatter)
- 85 *Lampropeltis pyromelana pyromelana* (Arizona-Bergkönigsnatter)
- 86 *Lampropeltis pyromelana woodini* (Huachuca-Bergkönigsnatter)
- 87 *Lampropeltis triangulum campbelli* (Puabla-Dreiecksnatter)
- 88 *Lampropeltis triangulum hondurensis* (Hondurasdreiecksnatter)

- 89 *Lampropeltis triangulum sinaloae* (Sinaloa-Dreiecksnatter)
- 90 *Latastia longicauda* (Afrikanische Langschwanzschse)
- 91 *Leioheterodon madagascariensis* (Madagaskar-Hakennatter)
- 92 *Lisais fuscus* (Brauner Wasserpython)
- 93 *Liasis mackloti* (Timor-Wasserpython)
- 94 *Liasis mackloti savuensis* (Savu-Python)
- 95 *Lichanura trivirgata* (Rosenboa)
- 96 *Malalyopython reticulatus* (Netzpython)
- 97 *Malalyopython reticulatus jampeanus* (Djampea-Netzpython)
- 98 *Morelia amethystina* (Amethyst-Python)
- 99 *Morelia bredli* (Zentralaustralischer Python)
- 100 *Morelia carinata* (Rauhschuppenpython)
- 101 *Morelia spilota* (Rauten-Python)
- 102 *Morelia spilota cheynei* (Dschungel-Teppichpython)
- 103 *Morelia spilota spilota* (Diamantpython)
- 104 *Morelia spilota variegata* (Nordwestlicher Teppichpython)
- 105 *Morelia viridis* (Grüner Baumpython)
- 106 *Naja haje legionis* (Marokkanische Kobra)
- 107 *Naja kaouthia* (Monokelkobra)
- 108 *Naja naja* (Brillenschlange)
- 109 *Natrix maura* (Vipernatter)
- 110 *Naja melonleucea* (Schwarzweiße Kobra)
- 111 *Natrix natrix* (Ringelnatter)
- 112 *Natrix natrix helvetica* (Barrenringelnatter)
- 113 *Naja nivea* (Kapkobra)
- 114 *Naja pallida* (Rote Speikobra)
- 115 *Natrix tessallata* (Würfelnatter)
- 116 *Oligodon purpurascens* (Purpur-Kukrinatter)
- 117 *Ophiophagus hannah* (Königskobra)
- 118 *Oreocryptophis porphyracea* (Breitband-Bambusnatter)
- 119 *Oreocryptophis porphyraceus coxi* (Thailändische Bambusnatter)
- 120 *Orthriophis taeniurus* (Streifenkletternatter)
- 121 *Orthriophis taeniurus friesei* (Taiwan-Schönnatter)
- 122 *Orthriophis taeniurus ridley* (Höhlen-Schönnatter)
- 123 *Pantherophis alleghaniensis* (Gelbe Erdnatter)
- 124 *Pantherophis bairdi* (Bairds Erdnatter)
- 125 *Pantherophis obsoletus* (Schwarze Erdnatter)
- 126 *Pantherophis obsoletus lindheimeri* (Texaskükennatter)
- 127 *Pantherophis obsoletus quadrivittata* (Kükennatter)
- 128 *Pantherophis guttatus* (Rote Kornnatter)
- 129 *Phelsuma madagascariensis* (Madagaskar-Taggecko)
- 130 *Philodryas baroni* (Langnasen-Strauchnatter)
- 132 *Pituophis catenifer* (Bullennatter)
- 133 *Pituophis catenifer annectens* (San-Diego-Bullennatter)
- 134 *Pituophis catenifer catenifer* (Pazifische Bullennatter)
- 135 *Pituophis catenifer sayi* (Prärie-Bullennatter)
- 136 *Pituophis melanoleucus* (Kiefernatter)
- 137 *Protobothrops mangshanensis* (Mangshan-Viper)

- 138 *Python bivittatus* (Dunkler Tigerpython)
- 139 *Python breitensteini* (Borneo-Kurzschnanzpython)
- 140 *Python brongersmai* (Blutpython)
- 141 *Python molurus* (Tigerpython)
- 142 *Python regius* (Königspython)
- 143 *Rhadinophis prasina* (Smaragdnatter)
- 144 *Rhinechis scalaris* (Treppennatter)
- 145 *Rhynchophis boulengeri* (Vietnamesische Langnasennatter)
- 146 *Sanzinia madagascariensis* (Madagaskar-Hundskopfboa)
- 147 *Simalia nauta* (Tanimbarpython)
- 148 *Sistrurus catenatus edwardsi* (Wüstenmassauga)
- 149 *Sistrurus miliaris barbouri* (Dunkle Zwergklapperschlange)
- 150 *Spalerosophis diadema* (Diademnatter)
- 151 *Thamnophis marcianus* (Karierte Strumpfbandnatter)
- 152 *Thamnophis sirtalis parietalis* (Rotseitige Strumpfbandnatter)
- 153 *Thamnophis sirtalis tetrataenia* (San-Francisco-Strumpfbandnatter)
- 154 *Trimeresurus albolabris* (Weißlippen-Bambusotter)
- 155 *Trimeresurus stejnegeri* (Chinesische Baumvipere)
- 156 *Trimeresurus trigonocephalus* (Ceylon-Lanzenotter)
- 157 *Trimeresurus venustus* (Schöne Bambusotter)
- 158 *Vipera ammodytes* (europäische Hornotter)
- 159 *Vipera ammodytes meridionalis* (südliche Hornotter)
- 160 *Vipera aspis* (Aspisvipere)
- 161 *Vipera berus* (Kreuzotter)
- 162 *Zamenis longissimus* (Äskulapnatter)
- 163 *Zamenis situla* (Leopardnatter)
- 165 *Acanthosaura spec.* (Nackentachler)
- 166 *Acanthosaura lepidogaster* (Schwarzkopf-Nackentachler)
- 167 *Agama agama* (Siedleragame)
- 168 *Agama lionatus* (Blaue Siedleragame)
- 169 *Agama mwanze* (Fliegeragame)
- 170 *Algyroides fitzingeri* (Zwerg-Kielegidechse)
- 171 *Alligator mississippiensis* (Mississippi-Alligator)
- 172 *Alligator sinensis* (China-Alligator)
- 173 *Anolis barbatus* (Westliches Falsches Chamäleon)
- 174 *Anolis coelestinus* (Weißlippenanolis)
- 175 *Anolis carolinensis* (Rotkehlanolis)
- 176 *Anolis equestris* (Ritteranolis)
- 177 *Anolis roquet summus* (Gefleckter Martinique-Anolis)
- 178 *Anolis sabanus* (Pantheranolis)
- 179 *Anolis sagrei* (Brauner Anolis)
- 180 *Anolis trinitatis* (St.-Vincent-Anolis)
- 181 *Basiliscus vittatus* (Streifenbasilisk)
- 182 *Basiliscus plumifrons* (Stirnappenbasilisk)
- 183 *Blaesodactylus antongilensis* (Gefleckter Madagaskar-Samtgecko)
- 184 *Blaesodactylus boivini* (Riesensamtgecko)
- 185 *Brachylophus bulabula* (Kurzhaam-Fidschi-Leguan)
- 186 *Brachylophus fasciatus* (Gebänderter Fidschi-Leguan)

- 187 *Broadleysaurus major* (Braune Schildchse)
- 188 *Caiman crocodilus* (Krokodilkaiman)
- 189 *Caiman crocodilus crocodilus* (Gewöhnlicher Krokodilkaiman)
- 190 *Caiman latitrostis* (Breitschnauzenkaiman)
- 191 *Calumma parsonii* (Parsons Chamäleon)
- 192 *Chalcides ocellatus* (Gefleckter Walzenskink)
- 193 *Chamaeleo calyptratus* (Jemen-Chamäleon)
- 194 *Chamaeleo dilepis* (Lappenhamäleon)
- 195 *Chioninia vaillantii* (Kapverdenmabuye)
- 197 *Chlamydosaurus kingii* (Kragenechse)
- 198 *Chondrodactylus bibronii* (Dickfingergecko)
- 199 *Chondrodactylus turneri* (Turners Dickfingergecko)
- 200 *Cordylus tropidosternum* (Tansania-Zwerggürtelschweif)
- 201 *Correlophus ciliatus* (Kronengecko)
- 202 *Corucia zebrata* (Wickelschwanzskink)
- 203 *Crocodylus johnsoni* (Australisches Süßwasserkrokodil)
- 204 *Crocodylus mindorensis* (Mindorokrokodil)
- 205 *Crocodylus niloticus* (Nilkrokodil)
- 206 *Crocodylus porosus* (Leistenkrokodil)
- 207 *Crocodylus rhombifer* (Rautenkrokodil)
- 208 *Crotaphytus collaris* (Halsbandleguan)
- 209 *Crotaphytus collaris collaris* (Östlicher Halsbandleguan)
- 210 *Ctenosaura palearis* (Guatemala-Schwarzleguan)
- 211 *Ctenosaura quinquecarinata* (Fünfküel-Schwarzleguan)
- 212 *Ctenosaura similis* (Gewöhnlicher Schwarzleguan)
- 213 *Cyclura cornuta* (Nashornleguan)
- 214 *Cyclura cornuta cornuta* (Hispaniola-Nashornleguan)
- 215 *Dasia vittata* (Borneo-Baumskink)
- 216 *Dipsosaurus dorsalis* (Wüstenleguan)
- 217 *Dracaena guianensis* (Krokodilteju)
- 218 *Egernia cunninghami* (Cunninghams Stachelskink)
- 219 *Egernia frerei* (Waldskink)
- 220 *Egernia stokesii* (Dornschwanz-Stachelskink)
- 221 *Eublepharis macularius* (Leopardgecko)
- 222 *Eumeces algeriensis* (Berberskink)
- 223 *Eumeces schneideri aldrovandii* (Ägyptischer Tüpfelskink)
- 224 *Eutropis macularia* (Gefleckte Mabuye)
- 225 *Furcifer minor* (Minors Chamäleon)
- 226 *Furcifer oustaleti* (Madagaskar-Riesenhamäleon)
- 227 *Furcifer pardalis* (Pantherhamäleon)
- 228 *Gambelia wislizenii* (Leopardleguan)
- 229 *Gastropholis prasina* (Grüne Baumeidechse)
- 230 *Gavialis gangeticus* (Ganges-Gavial)
- 231 *Gekko badenii* (Vietnamesischer Goldgecko)
- 232 *Gekko gecko* (Tokeh)
- 233 *Gekko grossmanni* (Marmorgecko)
- 234 *Gekko vittatus* (Streifengecko)
- 235 *Gerrhosaurus flavigularis* (Gelbkehl-Schildchse)

- 236 *Gerrhosaurus nigrolineatus* (Streifenschildchse)
- 237 *Gonatodes albogularis* (Gelbkopfgecko)
- 238 *Gonatodes fuscus* (Großer Gelbkopfgecko)
- 239 *Gonatodes ocellatus* (Gelbkopf-Zwerggecko)
- 240 *Gonatodes vittatus* (Zwerg-Streifengecko)
- 241 *Goniurosaurus luii* (Chinesischer Tigergecko)
- 242 *Heloderma horridum* (Skorpions-Krustenechse)
- 243 *Heloderma horridum horridum* (Mexikanische Skorpionskrustenechse)
- 244 *Heloderma horridum exasperatum* (Rio-Fuerte-Skorpionskrustenechse)
- 245 *Heloderma suspectum* (Gila-Krustenechse)
- 246 *Hemidactylus brooki* (Afrikanischer Hausgecko)
- 247 *Hemidactylus frenatus* (Asiatischer Hausgecko)
- 248 *Hemidactylus imbricatus* (Rübenschwanz-Viperngecko)
- 249 *Hemitheconyx caudicinctus* (Afrikanischer Krallengecko)
- 250 *Hydrosaurus pustulatus* (Philippinische Segelechse)
- 251 *Hydrosaurus webei* (Webers Segelechse)
- 252 *Iguana iguana* (Grüner Leguan)
- 253 *Iguana iguana iguana* (Südamerikanischer Grüner Leguan)
- 254 *Iguana iguana rhinolopha* (Mittelamerikanischer Grüner Leguan)
- 255 *Instellagama lesuerurii* (Australische Wasserragame)
- 256 *Lacerta agilis* (Zauneidechse)
- 257 *Lacerta bilineata* (Westliche Smaragdeidechse)
- 258 *Lacerta viridis* (Östliche Smaragdeidechse)
- 259 *Laemantus longipes* (Kronenbasilisk)
- 260 *Laemantus serratus* (Helmkopfbasilisk)
- 261 *Laticauda colubrina* (Nattern-Plattschwanz)
- 262 *Laticauda laticauda* (Gewöhnlicher Plattschwanz)
- 263 *Leiolepis guttata* (Gefleckte Schmetterlingsagame)
- 264 *Leiolepis reevesii* (Reeves Schmetterlingsagama)
- 265 *Lepidodactylus lugubris* (Schuppenfingergecko)
- 266 *Lepidothyris fernandi* (Prachtskink)
- 267 *Liolaemus tenuis* (Smaragd-Erdleguan)
- 268 *Lygodactylus picturatus* (Weißkopf-Zwerggecko)
- 269 *Lygodactylus williamsi* (Himmelblauer Taggecko)
- 270 *Mabuya quinquetaeniata* (Blauschwanzmabuye)
- 271 *Matobosaurus validus* (Felsenschildchse)
- 272 *Nautlinus* sp. (Grüngecko)
- 273 *Omanosaura jayakari* (Omaneidechse)
- 274 *Oplurus cuvieri* (Großer Madagaskar-Baumleguan)
- 275 *Oplurus cyclurus* (Kleiner Madagaskar-Baumleguan)
- 276 *Osteolaemus tetraspis* (Stumpfkrokodil)
- 277 *Ouroborus cataphractus* (Panzergürtelschweif)
- 279 *Petrosaurus thalassinus* (Blauer Felsenleguan)
- 280 *Phalesuchus trigonatus* (Keilkopf-Glattstirnkaiman)
- 281 *Phelsuma abbotti chekei* (Chekes Taggecko)
- 282 *Phelsuma borbonica* (Reunion-Taggecko)
- 283 *Phelsuma grandis* (Großer Taggecko)
- 284 *Phelsuma inexpectata* (Schmucktaggecko)

- 285 *Phelsuma klemmeri* (Blauer Bambus-Taggecko)
- 286 *Phelsuma laticauda* (Goldstaub-Taggecko)
- 287 *Phelsuma madagascariensis* (Madagaskar-Taggecko)
- 288 *Phelsuma ornata* (Ornament-Taggecko)
- 289 *Phelsuma pasteuri* (Pasteurs Taggecko)
- 290 *Phelsuma quadriocellata* (Pfauenaugen-Taggecko)
- 291 *Phelsuma seippi* (Seipps Taggecko)
- 292 *Phelsuma standingi* (Querstreifen-Taggecko)
- 293 *Phelsuma surdbergi spec.* (Surdbergs Taggecko)
- 294 *Phrynosoma plathyrrhinos* (Wüstenkrötenechse)
- 295 *Physignathus cocincinus* (Grüne Wasseragame)
- 296 *Physignathus lesueurii* (Australische Wasseragame)
- 297 *Platysaurus intermedius* (Bunte Plattgürtelechse)
- 298 *Plica plica* (Bunter Stelzenläufer)
- 299 *Podarcis muralis* (Mauereidechse)
- 300 *Podarcis siculus* (Ruineneidechse)
- 301 *Pogona henrylawsoni* (Zwergbartagame)
- 302 *Pogona vitticeps* (Bartagame)
- 303 *Polychrus peruvianus* (Peruanischer Buntleguan)
- 304 *Pseudopus apodus* (Scheltopusik)
- 305 *Ptychozoon kuhli* (Faltengecko)
- 306 *Rhacodactylus auriculatus* (Neukaledonischer Kopfhöcker-Riesengecko)
- 307 *Rhacodactylus leachianus leachianus* (Neukaledonischer Riesengecko)
- 308 *Rhampholeon spectrum* (Kamerun-Zwergchamäleon)
- 309 *Rippeleon brevidaudatus* (Tansanis-Stummelschwanzchamäleon)
- 310 *Paleosuchus palpebrosus* (Brauen-Glattstirnkaiman)
- 311 *Salvator rufescens* (Roter Teju)
- 312 *Sauromalus ater* (Chuckwalla)
- 313 *Sauromalus hispidus* (Stacheliger Riesenchuckwalla)
- 314 *Sauromalus obesus* (Chuckwalla)
- 315 *Sceloporus cyanogenys* (Blauer Stachelleguan)
- 316 *Sceloporus magister* (Wüstenstachelleguan)
- 317 *Sceloporus malachiticus* (Malachit-Stachelleguan)
- 318 *Sceloporus poinsettii* (Mexikanischer Stachelleguan)
- 319 *Sceloporus uniformis* (Gelber Wüsten-Stachelleguan)
- 320 *Scincus scincus* (Apothekerskink)
- 321 *Shinisaurus crocodilurus* (Krokodilschwanz-Höckerechse)
- 322 *Smaug giganteus* (Riesengürtelschweif)
- 323 *Smaug regius* (Königsgürtelschweif)
- 324 *Smaug warreni* (Warrens Gürtelschweif)
- 325 *Stellagama stellio* (Hardun)
- 326 *Stellagama stellio daani* (Daan-Hardun)
- 327 *Takydromus sexlineatus* (Sechsstreifige Langschwanzidechse)
- 328 *Tarentola annularis* (Vierpunkt-Mauergecko)
- 329 *Tarentola delalandii* (Kanarengecko)
- 330 *Tarentola mauritanica* (Mauergecko)
- 331 *Teratoscincus cf. Roborowskii* (Wundergecko)
- 332 *Tiliqua gerrardii* (Schneckenskink)

- 333 *Tiliqua gigas* (Riesenskink)
- 334 *Tiliqua gigas evanescens* (Merauke-Blauzungenskink)
- 335 *Tiliqua gigas gigas* (Papua-Riesenblauzungenskink)
- 336 *Tiliqua rugosa* (Tannenzapfenechse)
- 337 *Tiliqua rugosa asper* (Östliche Tannenzapfenechse)
- 338 *Tiliqua scinoides* (Gewöhnlicher Blauzungenskink)
- 339 *Tiliqua scinoides intermedia* (Nördlicher Blauzungenskink)
- 340 *Timon lepidus* (Perleidechse)
- 341 *Timon pater* (Berbereidechse)
- 342 *Tomistoma schlegelii* (Sunda-Gavial)
- 343 *Trachylepis margaritifera* (Regenbogenskink)
- 344 *Trachylepis quinquetaeniata* (Blauschwanzmabuye)
- 345 *Tribolonotus gracilis* (Orangeaugen-Helmskink)
- 346 *Tropidophorus sinicus* (Chinesischer Wasserskink)
- 347 *Tuatara* (Brückenechse)
- 348 *Tupinambis teguixin* (Bänderteju)
- 349 *Uromastix acanthinura* (Nordafrikanischer Dornschwanz)
- 350 *Uromastix dispar maliensis* (Mali-Dornschwanzagame)
- 351 *Uromastix geyri* (Zentralsahara-Dornschwanz)
- 352 *Uromastix ornata* (Bunter Dornschwanz)
- 353 *Uromastix thomasi* (Oman-Dornschwanz)
- 354 *Uroplatus cf. Giganteus* (Riesen-Blattschwanzgecko)
- 355 *Uroplatus finiaavana* (Plattschwanzgecko)
- 356 *Uroplatus guentheri* (Guenthers Plattschwanzgecko)
- 357 *Urosaurus ornatus* (Kleiner Baumleguan)
- 358 *Varanus acanthurus* (Stachelschwanzwaran)
- 359 *Varanus albigularis* (Kapvaran)
- 360 *Varanus auffenbergi* (Auffenbergs Waran)
- 361 *Varanus beccarii* (schwarzer Smaragdwaran)
- 362 *Varanus bengalensis* (Bengalwaran)
- 363 *Varanus caerulivirens* (Türkiswaran)
- 364 *Varanus caudolineatus* (Streifenschwanzwaran)
- 365 *Varanus cumingi* (Mindanao-Bindenwaran)
- 366 *Varanus doreanus* (Blauschwanzwaran)
- 367 *Varanus exenthematicus* (Steppenwaran)
- 368 *Varanus gilleni* (Gillens Zwergwaran)
- 369 *Varanus glauerti* (Glauerts Felsenwaran)
- 370 *Varanus indicus* (Pazifikwaran)
- 371 *Varanus jobiensis* (Sepikwaran)
- 372 *Varanus komodensis* (Komodo-Waran)
- 373 *Varanus macraei* (Blaugefleckter Baumwaran)
- 374 *Varanus melinus* (Quittenwaran)
- 375 *Varanus mertensi* (Mertens Wasserwaran)
- 376 *Varanus niloticus* (Nilwaran)
- 377 *Varanus pilbarensis* (Pilbara-Felsenwaran)
- 378 *Varanus prasinus* (Smaragdwaran)
- 379 *Varanus rainierguentheri* (Pazifikwaran)
- 380 *Varanus reisingeri* (Reisingers Baumwaran)

- 381 *Varanus rudicollis* (Raunackenwaran)
- 382 *Varanus salvadorii* (Papuawaran)
- 383 *Varanus salvator* (Bindenwaran)
- 384 *Varanus tristis orientalis* (Fleckenwaran)
- 385 *Varanus yuwonoi* (Dreifarbenwaran)
- 386 *Xenagama batillifera* (Große Biberschwanzagame)
- 387 *Xenagama taylori* (Kleine Biberschwanzagame)
- 388 *Xenosaurus grandis* (Baumschleiche)
- 389 *Zonosaurus laticaudatus* (Breitschwanz-Ringelschildchse)
- 390 *Zonosaurus madagascariensis* (Madagaskar-Ringelschildchse)
- 391 *Zonosaurus quadrilineatus* (Vierstreifen-Ringelschildchse)
- 393 *Aldabrachelys gigantea* (Seychellen-Riesenschildkröte)
- 394 *Apalone spinifera* (Dornrand-Weichschildkröte)
- 395 *Astrochelys radiata* (Strahlenschildkröte)
- 396 *Batagur borneoensis* (Callagurschildkröte)
- 397 *Carettochelys insculpta* (Papua-Weichschildkröte)
- 398 *Centrochelys sulcata* (Spornschildkröte)
- 399 *Chelodina expansa* (Riesen-Schlangenhalschildkröte)
- 400 *Chelodina longicollis* (Schlangenhalschildkröte)
- 401 *Chelodina mccordi* (McCords Schlangenhalschildkröte)
- 402 *Chelodina siebenrocki* (Siebenrock-Schlangenhalschildkröte)
- 403 *Chelonoidis carbonarius* (Köhlerschildkröte)
- 404 *Chelonoidis denticulatus* (Waldschildkröte)
- 405 *Chelonoidis niger porteri* (Santa-Cruz-Riesenschildkröte)
- 406 *Chelus fimbriatus* (Fransenschildkröte)
- 407 *Chelydra serpentina* (Gewöhnliche Schnappschildkröte)
- 408 *Chersinia angulata* (Afrikanische Schnabelbrustschildkröte)
- 409 *Chrysemys picta* (Zierschildkröte)
- 410 *Chrysemys picta bellii* (Westliche Zierschildkröte)
- 411 *Chrysemys picta dorsalis* (Rückenstreif-Zierschildkröte)
- 412 *Cuora ambionensis* (Amboina-Scharnierschildkröte)
- 413 *Cuora aurocapitata* (Goldkopf-Scharnierschildkröte)
- 414 *Cuora cyclomata* (Dreistreifen-Scharnierschildkröte)
- 415 *Cuora cyclornata cyclornata* (Vietnamesische Dreistreifen-Scharnierschildkröte)
- 416 *Cuora cyclornata meieri* (Meiers Dreistreifen-Scharnierschildkröte)
- 417 *Cuora flavomarginata* (Gelbrand-Scharnierschildkröte)
- 418 *Cuora flavomarginata eyelynae* (Ryukyu-Gelbrand-Scharnierschildkröte)
- 419 *Cuora galbinifrons* (Hinterindische Scharnierschildkröte)
- 420 *Cuora galbinifrons bouretti* (Zentralvietnamesische Scharnierschildkröte)
- 421 *Cuora galbinifrons galbinifrons* (Nordvietnamesische Scharnierschildkröte)
- 422 *Cuora galbinifrons picturata* (Südvietnamesische Scharnierschildkröte)
- 423 *Cuora mccordi* (McCords Scharnierschildkröte)
- 424 *Cuora pani* (Pans Scharnierschildkröte)
- 425 *Cuora trifasciata* (Chinesische Dreistreifen-Scharnierschildkröte)
- 426 *Cuora trifasciata cyclornata* (Dreistreifen-Scharnierschildkröte)
- 427 *Cuora zhoui* (Zhous Scharnierschildkröte)
- 428 *Cyclemys dentata* (Malaiische Dornschildkröte)
- 429 *Cyclemys pulchristriata* (Vietnamesische Blattschildkröte)

- 430 *Cyclemys tcheponensis* (Indochinesische Dornschildkröte)
- 431 *Elseya branderhorsti* (Grüne Spitzkopfschildkröte)
- 432 *Elseya novaeguineae* (Rückenflecken-Spitzkopfschildkröte)
- 433 *Emydura subglobosa* (Rotbauch-Spitzkopfschildkröte)
- 434 *Emys orbicularis* (Europ. Sumpfschildkröte)
- 435 *Erymnochelys madagascariensis* (Madagassische Schienenschildkröte)
- 436 *Geochelone elegans* (Sternschildkröte)
- 437 *Geochelone pardalis* (Pantherschildkröte)
- 438 *Geochelone platynota* (Burma-Landschildkröte)
- 439 *Geoclemys hamiltonii* (Strahlen-Dreikielschildkröte)
- 440 *Geomyda spengleri* (Zacken-Erdschildkröte)
- 441 *Gopherus berlandieri* (Texas-Gopherschildkröte)
- 442 *Graptemys flavimaculata* (Zwerg-Höckerschildkröte)
- 443 *Graptemys ouachitensis* (Ouachita-Höckerschildkröte)
- 444 *Graptemys pseudogeographica* (Falsche Landkarten-Höckerschildkröte)
- 445 *Graptemys pseudogeographica kohnii* (Mississippi-Höckerschildkröte)
- 446 *Graptemys pseudogeographica pseudogeographica* (Falsche Landkarten-Höckerschildkröte)
- 447 *Graptemys* spp. (Höckerschildkröte)
- 448 *Heosemys annandalii* (Tempelschildkröte)
- 449 *Heosemys depressa* (Arakanerschildkröte)
- 450 *Hydromedusa tectifera* (Argentinische Schlangenhalschildkröte)
- 451 *Indotestudo elongata* (Gelbkopf-Landschildkröte)
- 452 *Kinixys belliana nogueyi* (Westliche Glattrand-Gelenkschildkröte)
- 453 *Kinixys erosa* (Stachelrand-Gelenkschildkröte)
- 454 *Kinixys homeana* (Homes Gelenkschildkröte)
- 455 *Kinosternon scorpioides* (Skorpions-Klappschildkröte)
- 456 *Kinosternon scopioides cruentatum* (Rotwangen-Klappschildkröte)
- 457 *Leucocephalon yuwonoi* (Sulawesi-Erdschildkröte)
- 458 *Macrochelys temminckii* (Geierschildkröte)
- 459 *Malacochersus tornieri* (Spaltenschildkröte)
- 460 *Malaclemys terrapin* (Diamantschildkröte)
- 461 *Manouria emys* (Braune Landschildkröte)
- 462 *Manouria emys emys* (Südliche Braune Landschildkröte)
- 463 *Mauremys annamensis* (Annam-Sumpfschildkröte)
- 464 *Mauremys caspica* (Kaspische Bachschildkröte)
- 465 *Mauremys japonica* (Japanische Sumpfschildkröte)
- 466 *Mauremys reevesii* (Chinesische Dreikiel-Schildkröte)
- 467 *Mauremys rivulata* (Westkaspische Wasserschildkröte)
- 468 *Mauremys sinensis* (Chinesische Streifenschildkröte)
- 469 *Mesoclemmys gibba* (Buckelschildkröte)
- 470 *Mesoclemmys nasuta* (Gewöhnliche Krötenkopfschildkröte)
- 471 *Orlitia borneensis* (Borneo-Flussschildkröte)
- 472 *Pelomedusa subrufa* (Starrbrust-Pelomedusen-Schildkröte)
- 473 *Pelodiscus sinensis* (Chinesische Weichschildkröte)
- 474 *Pelusios castaneus* (Pelomedusenschildkröte)
- 475 *Pelusios niger* (Schwarze Pelomedusenschildkröte)
- 476 *Pelusios subniger* (Dunkle Klappbrust-Pelomedusenschildkröte)
- 477 *Phrynops hilarii* (Helle Krötenkopfschildkröte)

- 478 *Phrynops tuberosus* (Stachelige Krötenkopfschildkröte)
- 479 *Podocnemis expansa* (Arrau-Schienenschildkröte)
- 480 *Podocnemis unifilis* (Terekay-Schienenschildkröte)
- 481 *Pseudemys concinna* (Gewöhnliche Schmuckschildkröte)
- 482 *Pseudemys concinna concinna* (Hieroglyphenschmuckschildkröte)
- 483 *Pseudemys concinna floridana* (Florida-Schmuckschildkröte)
- 484 *Pseudemys peninsularis* (Peninsula-Schmuckschildkröte)
- 485 *Pseudemys nelsoni* (Nelsons Schmuckschildkröte)
- 486 *Pseudemys scripta scripta* (Buchstaben-Schmuckschildkröte)
- 487 *Pyxis arachnoides* (Spinnenschildkröte)
- 488 *Pyxis arachnoides brygooi* (Morombe-Spinnenschildkröte)
- 489 *Rhinoclemmys funerea* (Bauchstreifen-Erdschildkröte)
- 490 *Rhinoclemmys pulcherrima manni* (Costa-Rica-Erdschildkröte)
- 491 *Staurotypus triporcatus* (Große Kreuzbrustschildkröte)
- 492 *Stigmochelys pardalis* (Pantherschildkröte)
- 493 *Stigmochelys pardalis babcocki* (Babcocks Pantherschildkröte)
- 494 *Sternotherus odoratus* (Gewöhnliche Moschusschildkröte)
- 495 *Terrapene carolina* (Carolina-Dosenschildkröte)
- 496 *Terrapene carolina triunguis* (Dreizehen-Dosenschildkröte)
- 497 *Terrapene ornata* (Schmuck-Dosenschildkröte)
- 498 *Terrapene spec.* (Dosenschildkröte)
- 499 *Testudo graeca* (Maurische Landschildkröte)
- 500 *Testudo graeca cyrenaica* (Cyrenaika-Landschildkröte)
- 501 *Testudo graeca iberica* (Eurasische Landschildkröte)
- 502 *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte)
- 503 *Testudo hermanni boettgeri* (Östliche Griechische Landschildkröte)
- 504 *Testudo hermanni hermanni* (Westliche Griechische Landschildkröte)
- 505 *Testudo horsfieldii* (Vierzeihen-Schildkröte)
- 506 *Testudo kleinmannii* (Ägyptische Landschildkröte)
- 507 *Testudo marginata* (Breitrandschildkröte)
- 508 *Trachemys decussata* (Kuba-Schmuckschildkröte)
- 509 *Trachemys emolli* (Nikaragua-Schmuckschildkröte)
- 510 *Trachemys scripta callirostris* (Kinnfleck-Schmuckschildkröte)
- 511 *Trachemys scripta elegans* (Rotwangen-Schmuckschildkröte)
- 512 *Trachemys scripta scripta* (Gelbwangen-Schmuckschildkröte)
- 513 *Trachemys scripta troostii* (Cumberland-Schmuckschildkröte)
- 515 *Phelsuma hielscheri* (Hielschers Taggecko)
- 516 *Salvator merianae* (Schwarzweißer Teju)
- 517 *Siebenrockiella crassicolis* (Schwarze Dickkopf-Schildkröte)
- 518 *Cyclanorbis senegalensis* (Senegal-Klappenweichschildkröte)
- 519 *Pituophis melanoleucus melanoleucus* (Nördliche Kiefernatter)
- 520 *Acanthodactylus boskianus* (Boscs Fransenfinger)
- 521 *Mabuya macularia* (Orangekehliskink)
- 522 *Chilabothrus inornatus* (Puerto-Rica-Boa)
- 523 *Stellagama stellio picea* (schwarzer Hardun)
- 524 *Trioceros jacksonii* (Ostafrikanisches Dreihornchamäleon)
- 525 *Caiman yacare* (Brillenkaiman)
- 526 *Uromastix nigriventis* (Marokkanischer Dornschwanz)

-
- 527 *Elaphe obsoleta lindheimeri* (Erdnatter)
528 *Tiliqua scinoides scinoides* (Östlicher Blauzungenskink)

3. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Dauer der Reptilienhaltung in den teilnehmenden Zoos	56
Abbildung 2: Haltungsarten in den Zoos.....	57
Abbildung 3: Vorhandensein von Wasserstellen bei angegebenen Reptilienarten	58
Abbildung 4: Häufigkeit des Wasserwechsels in den Zoos (unterschiedliche Angaben je Tierart möglich).....	59
Abbildung 5: Herkunft der Tiere	61
Abbildung 6: Herkunft der Tiere, Zoo 1-10	62
Abbildung 7: Herkunft der Tiere, Zoo 11-20	62
Abbildung 8: Herkunft der Tiere, Zoo 21-30	63
Abbildung 9: Herkunft der Tiere, Zoo 31-40	63
Abbildung 10: Herkunft von Python regius (Königspython)	64
Abbildung 11: Herkunft von Pogona vitticeps (Streifenköpfige Bartagame)	64
Abbildung 12: Herkunft von Iguana iguana (Grüner Leguan)	65
Abbildung 13: Herkunft von Testudo hermanni (Griechische Landschildkröte)..	65
Abbildung 14: Zusammenhalten von Reptilien mit einer anderen Reptilienart....	66
Abbildung 15: Gemeinsame Haltung von Reptilien mit anderen Tierklassen, Anzahl der Tierklassen	70
Abbildung 16: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen, 1	72
Abbildung 17: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen, 2	73
Abbildung 18: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen, 3	74
Abbildung 19: Wichtigkeit der Vektorenbekämpfung	77
Abbildung 20: Verhältnisse der unterschiedlichen Vektoren.....	78
Abbildung 21: Durchführung der Quarantäne in den Zoos	80
Abbildung 22: Dauer der Quarantäne.....	82
Abbildung 23: Ausnahmen der Quarantäne	83
Abbildung 24: Möglichkeit der Vektorenübertragung während der Quarantäne..	84
Abbildung 25: Untersuchung auf Ektoparasiten während der Quarantäne	85
Abbildung 26: Durchführung einer Blutuntersuchung inkl. Blutausstrich.....	86
Abbildung 27: Zuständigkeit für die Vektorenbekämpfung.....	88
Abbildung 28: Gehegeart in Bezug zum Auftreten von Milben	90
Abbildung 29: Milbenbefall im Bezug zur Haltungsart	91
Abbildung 30: Gehegeart in Bezug zu Auftreten von Zecken	92

Abbildung 31: Zeckenbefall im Bezug zur Haltungsart.....	93
Abbildung 32: Gehegeart in Bezug zu Auftreten von Stechmücken.....	94
Abbildung 33: Stechmückenbefall in Bezug zur Haltungsart	95
Abbildung 34: Abhängigkeit Wasserwechsel bei stehendem Gewässer und Stechmückenproblematik bei Reptilien	96
Abbildung 35: Stechmückenbefall bei unterschiedlichen Reptilienarten.....	97
Abbildung 36: Zusammenhang Quarantäne und Milbenbefall	98
Abbildung 37: Zusammenhang Quarantäne und Zeckenbefall	99
Abbildung 38: Zusammenhang Quarantäne und Stechmückenbefall	100
Abbildung 39: Zusammenhang unterschiedliche Reptilienarten zusammen und Milbenbefall	101
Abbildung 40: Zusammenhang unterschiedliche Reptilienarten zusammen und Zeckenbefall.....	102
Abbildung 41: Zusammenhang unterschiedliche Reptilienarten zusammen und Stechmückenbefall	103
Abbildung 42: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Milbenbefall.....	104
Abbildung 43: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Zeckenbefall.....	105
Abbildung 44: Zusammenhalten von Reptilien mit anderen Tierklassen in Bezug auf Stechmückenbefall.....	106
Abbildung 45: Zusammenhang Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne und Milbenbefall	107
Abbildung 46: Zusammenhang Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne und Zeckenbefall	108
Abbildung 47: Zusammenhang Möglichkeit der Vektorenübertragung in der Quarantäne und Stechmückenbefall	109
Abbildung 48: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 1	172
Abbildung 49: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 2	172
Abbildung 50: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 3	173
Abbildung 51: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 4	173
Abbildung 52: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 5	174
Abbildung 53: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 6	174
Abbildung 54: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 7	175
Abbildung 55: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 8	175

Abbildung 56: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 9	176
Abbildung 57: Häufigkeit der Tierarten, Tabelle 10	176

X. DANKSAGUNG

An erster Stelle bedanke ich mich besonders bei Herrn Prof. Dr. **Korbel** für die Überlassung dieses spannenden und interessanten Themas und für die gute Zusammenarbeit.

Zudem möchte ich mich ganz herzlich bei Frau Dr. Ursula **Halla** und Frau Dr. Eva **Strütt** für die stets gute und ausführliche Mitbetreuung bedanken, bei Frau Dr. Strütt insbesondere für die spontane Bereitschaft, die Betreuung zu übernehmen.

Die herzlichsten Dankesbekundungen gehen außerdem natürlich an alle **Zoomitarbeiter**, die bereit waren, an dieser Studie teilzunehmen und sich die Zeit für das Ausfüllen des Fragebogens genommen haben.

Auch dem **Stablab** und hier besonders Noemi **Castelletti** gebührt ein großes Dankeschön für die statistische Betreuung dieses Themas und die schnelle Bearbeitung aller Anfragen

Meiner ganzen **Familie** danke ich sehr, da ohne sie weder das Tiermedizinstudium noch das Durchführen dieser Doktorarbeit möglich gewesen wäre.